

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO



ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

24(2)
Julio - Diciembre
2017

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lincamientos establecidos en Instrucciones a los Autores, las que aparecen al final de cada volumen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

ARNALDOA se encuentra indizada en LATINDEX (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal), PERIÓDICA (Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias), BHL (Biodiversity Heritage Library), EBSCO y DOAJ (Directory of Open Access Journals).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de ARNALDOA.

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural y Cultural es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, en favor del desarrollo de la comunidad.

ISSN : 1815-8242 (edición impresa)
ISSN : 2413-3299 (edición online)
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

24 (2)
Julio - Diciembre
2017

Toda correspondencia relacionada a la Revista **ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Av. América Sur n° 3145, Urb. Monserrate

Trujillo - PERÚ

Teléf. (51)(44)604462 / museo@upao.edu.pe

Logotipo: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae). Copyright: Segundo Leiva.
Foto de portada: *Browallia mionei* (Solanaceae), Herbario Antenor Orrego (HAO).
Fotografía: Segundo Leiva.

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2014-15257
ISSN: 1815-8242 (edición impresa); ISSN: 2413-3299 (edición online)

Registro de la Propiedad Intelectual
Editado por:

Av. América Sur n° 3145
Urb. Monserrate, Trujillo - Perú
Teléf. (51)(44)604462

Se terminó de imprimir en diciembre de 2017 en:

Impreso en Perú - Printed in Peru

Comité Editorial

Pablo Chuna Mogollón

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. pchunam@upao.edu.pe

Jorge Vidal Fernández

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. jvidalf@upao.edu.pe

Víctor Quipuscoa Silvestre

Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La Pampilla, Arequipa, PERÚ. vquipuscoas@hotmail.com

Hamilton Beltrán Santiago

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. wilmersantiago@hotmail.com

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. mjbenaventep@yahoo.com

Eloy López Medina

Departamento de Fisiología Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ. elm@unitru.edu.pe

Luis Chang Chávez

Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. lchangc@upao.edu.pe

Guillermo Gayoso Bazán

Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. ggayoso@upao.edu.pe

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
Volumen 24 (2): Julio - Diciembre, 2017

CONTENIDO / CONTENTS

Pág. Artículos Originales / Original Articles

BOTÁNICA SISTEMÁTICA

413 ***Browallia mionei*** **(Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú /** ***Browallia mionei*** **(Solanaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & FLOR TANTALEAN EVANGELISTA

425 ***Calceolaria salpoana*** **(Calceolariaceae) una nueva especie del Norte del Perú /** ***Calceolaria salpoana*** **(Calceolariaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ & VICTORIA RIMARACHÍN CAYATOPA

439 ***Deprea micrantha*** **(Solanaceae) una nueva especie de Ecuador /** ***Deprea micrantha*** **(Solanaceae) a new species from Ecuador**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & GLORIA E. BARBOZA

DIVERSIDAD BÓTANICA

447 **Catálogo de las cactáceas del departamento de Arequipa, Perú / Catalogue of the cacti of the department of Arequipa, Peru**
ANTHONY PAUCA TANCO & VÍCTOR QUIPUSCOA SILVESTRE

497 **Catálogo de la liquenobiota de la región La Libertad, Perú / Catalogue of the lichenobiota of La Libertad Region, Peru**
ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, ÁNGEL M. RAMÍREZ ORDAYA, ELMER ALVÍTEZ IZQUIERDO, LUIS POLLACK VELÁSQUEZ, SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & ROXANA AGUIRRE TOCAS

523 **Biodiversidad de la provincia de Loja, Ecuador / Biodiversity of the province of Loja, Ecuador**
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA, NIKOLAY AGUIRRE MENDOZA & JOHANA MUÑOZ CH.

543 **Composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de un bosque montano en el sur del Ecuador / Floristic composition, structure and endemism of the woody component of a montane forest in southern Ecuador**
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA, BYRON REYES JIMÉNEZ, WILSON QUIZHPE CORONEL & ALEX CABRERA

FICOLOGÍA

557 ***Picocystis salinarum*** **(Prasinophyceae, Chlorophyta) en las Salinas de Chilca, Lima, primer registro para el Perú /** ***Picocystis salinarum*** **(Prasinophyceae, Chlorophyta) in Salinas de Chilca, Lima, first record for Peru**
RONALD TARAZONA DELGADO, HAYDEE MONTOYA TERREROS, MAURO MARIANO ASTOCONDOR & EGMA MAYTA HUATUCO

567 **Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú / Culture of marine microalgae with potential for aquaculture from the littoral between Puerto Salaverry and Puerto Chicama, La Libertad, Peru**
ALINA MABEL ZAFRA TRELLES, MOISÉS EFRAÍN DÍAZ BARBOZA, FÉLIX ANTONIO DÁVILA GIL, GEINER MANUEL BOPP VIDAL, KRISS ALEXANDER VELA ALVA, MIRIAN BELÉN LÓPEZ ESPINOZA, JAMPIER BRIAN CASTILLO GUTIÉRREZ & JEAN PAUL EDU COLCHADO COLCHADO

ECOLOGÍA

583 **Acumulación de metales pesados en *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) y *Myriophyllum quitense Kunth* (Haloragaceae) evaluadas en cuatro humedales altoandinos del Perú / Accumulation of heavy metals in *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) and *Myriophyllum quitense Kunth* (Haloragaceae) evaluated in four high Andean wetlands of Peru**
ENOC JARA-PEÑA, JOSÉ GÓMEZ, HAYDEÉ MONTOYA, TITO SÁNCHEZ, LILIANA TAPIA, NOEMA CANO & ABIGAIL DEXTRE

FISIOLOGÍA VEGETAL

599 **Efecto del ácido giberélico en la propagación *in vitro* de *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "estevia" / Effect of gibberellic acid in the in vitro propagation of *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "stevia"**
ELOY LÓPEZ MEDINA, ANGÉLICA LÓPEZ ZAVALETA & ANTHONY DE LA CRUZ CASTILLO

609 **Características germinativas de semillas de *Theobroma cacao L.* (Malvaceae) "cacao" / Germination characteristics of seeds of *Theobroma cacao L.* (Malvaceae) "cacao"**
SEGUNDO ELOY LÓPEZ MEDINA & ARMANDO EFRAÍN GIL RIVERO

BOTÁNICA ECONÓMICA

619 ***Annona cherimola Mill.* "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico / *Annona cherimola* Mill. "custard apple" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru**
GUILLERMO GAYOSO BAZÁN & LUIS CHANG CHÁVEZ

ORNITOLOGÍA

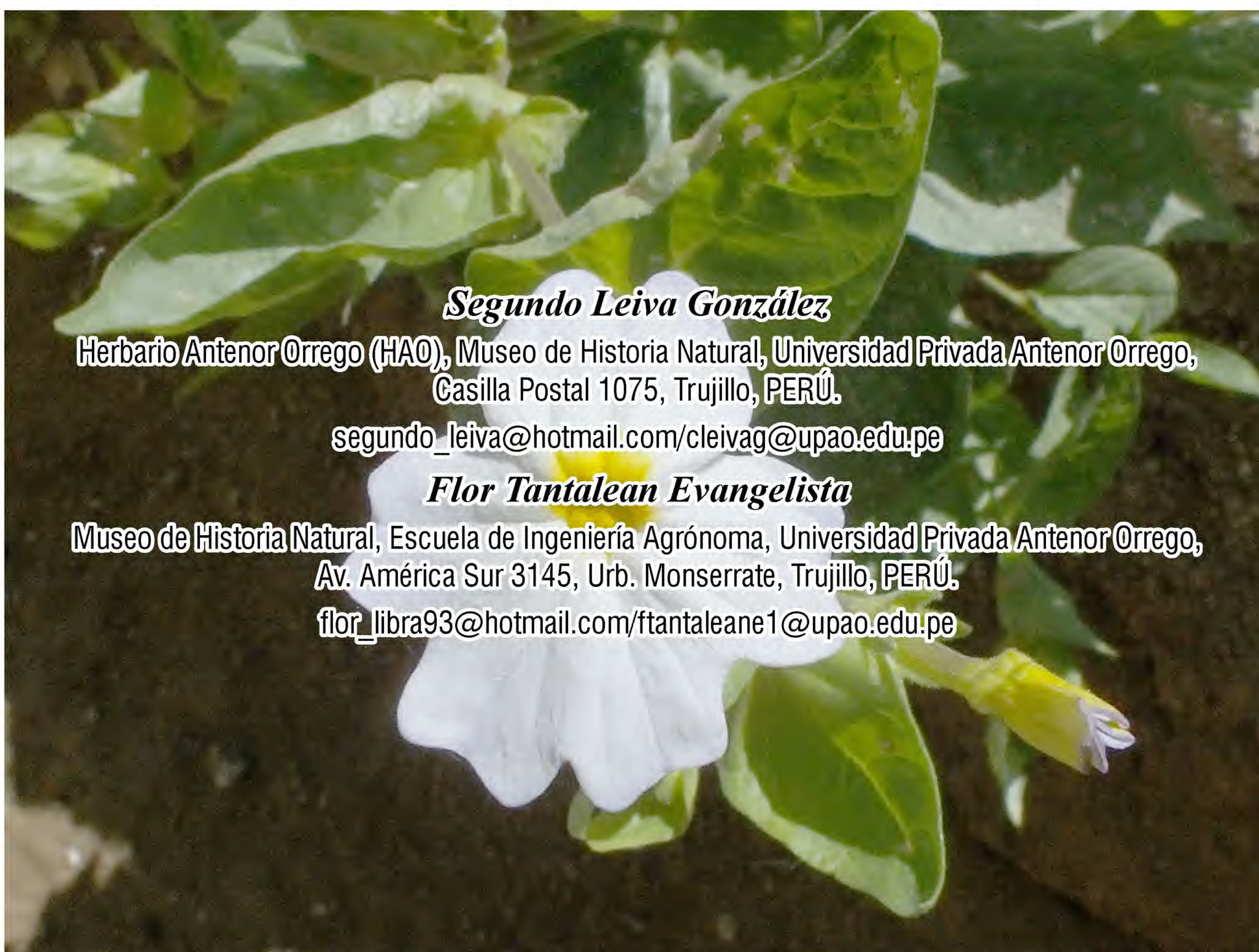
635 **Distribución y densidad poblacional de *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) en el ACP Lomas del Cerro Campana, La Libertad, 2016-2017 / Distribution and population density of *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) in the Lomas del Cerro Campana Private Conservation Area, La Libertad, 2016-2017**
MARÍA SEMINARIO REBOLLEDO, HOMAN CASTILLO BENITES, WILLIAM ZELADA ESTRAVER & LUIS POLLÁCK VELÁSQUEZ

645 **Ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad / Bird assemblage of the Cerro Negro wetland, Puerto Morin, La Libertad**
LUIS E. POLLACK VELÁSQUEZ, ELMER ALVÍTEZ IZQUIERDO, EMILIANA A. HUAMÁN RODRÍGUEZ, ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, VIKY RIMARACHIN CAYATOPA & ROBERTO C. VÁSQUEZ CABRERA

Arnaldoa 24 (2): 413 - 424, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24201
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Browallia mionei (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú

Browallia mionei (Solanaceae) a new species from Northern Peru



Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Flor Tantalean Evangelista
Museo de Historia Natural, Escuela de Ingeniería Agrónoma, Universidad Privada Antenor Orrego, Av. América Sur 3145, Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ.
flor_libra93@hotmail.com/ftantaleane1@upao.edu.pe



Recibido: 8-IX-2017; aceptado: 28-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Browallia mionei* S. Leiva & Tantalean (Solanaceae), una nueva especie del norte del Perú. *Browallia mionei* es propia del km 49½-54 de la carretera Moro-Pamparomás, distrito Pamparomás, prov. Huaylas, región Ancash, Perú, entre los 9º05´22,0-9º05´29,7" S y 78º04´19,8-78º05´02,3" W, y entre los 1279-1377 m de elevación. Se caracteriza principalmente por la disposición de las flores en racimos, el indumento de sus órganos florales, estilo incluso, corola amarilla externamente y cremosa interiormente, 22-28 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) y 20-22 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis, cápsula obcónica erecta, lasiocarpa, rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos la mitad distal, 6-6,3 mm de largo por 3,5-4 mm de diámetro. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y sus relaciones con otras especies afines.

Palabras clave: *Browallia,* especie nueva, Solanaceae, norte del Perú, IUCN.

Abstract

Browallia mionei S. Leiva & Tantalean (Solanaceae), a new species from northern Peru, is described and illustrated in detail. *Browallia mionei* is found at the side of Moro-Pamparomas road km 49½-54, Pamparomas District, province of Huaylas, region of Ancash, Peru, at 9º05´22.0-9º05´29.7" S and 78º04´19.8-78º05´02.3" W, between 1279-1377 m of altitude. It is characterized mainly by its flowers arranged in racemes, the indument of its floral organs, style included, corolla yellow externally and color cream internally, 22-28 mm (between the larger lobe and the two inferior lobes) and 20-22 mm (between the two lateral lobes) of limb diameter at anthesis, capsule obconical erect, surrounded by a covering of rigid transparent eglandular hairs in the distal half, 6-6.3 mm long and 3.5-4 mm of diameter. We include data of geographic distribution, ecology, phenology, current status and relations with other similar species.

Keywords: *Browallia,* sp. nov., Solanaceae, northern Peru, IUCN.

Citación: Leiva, S. & F. Tantalean. 2017. *Browallia mionei* (Solanaceae), una nueva especie del norte del Perú. Arnaldoa 24(2): 413-424. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24201

Introducción

El género *Browallia* L. fue fundado por C. Linné en Sp. Pl. 2:631. 1753, con la especie tipo: *B. americana*; pertenece a la familia Solanaceae, subfamilia Cestroideae Burnett, tribu Browallieae Kustel, según Hunziker (2001); conforma un pequeño clado junto a *Streptosolen* Miers, tal como Olmstead *et al.* (2008) indica: "…*The molecular analysis confirms this view uniting Browallia and Streptosolen in a well-supported clade (100%)*", posición que es ratificada por Särkinen *et al.* (2013). Es un género Neotropical que consta de pocas especies (10-16 especies), las cuales han sido estudiadas aisladamente por varios autores entre los que destacan: Macbride (1962), al tratar la familia Solanaceae en su obra: "Flora of Peru", así como, Dios (1977) en su trabajo: "Especies peruanas del género *Browallia* (Solanaceae)" quien describe 7 especies. Engler (1964) considera 8 taxones. Soukup (1977) menciona: "… *pequeño género con 5-6 especies de América Central y del sur del Perú dos*". Hunziker (1979) reconoce para el mundo dos especies: *B. americana* L. y *B. speciosa* HooK. Sagástegui & Dios (1980) incrementan una especie más: *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios. D'Arcy (1991) sostiene, que el género solamente consta de las tres últimas especies. Brako & Zarucchi (1993: 1100) en su obra: "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú", nombran 4 especies a saber: *B. abbreviata* Benth., *B. acutiloba* Sagást. & O.

Dios, *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Ese mismo año, Van Devender & Jenkins (1993) publican *B. eludens* Van Devender & Jenkins, que habita en Santa Cruz, Arizona, al sureste de los Estados Unidos y noroeste de México. Dos años después, Leiva (1995) inicia sus estudios en el género, y publica una nueva especie: *B. mirabilis* S. Leiva, que habita en ruta al Bosque El Chaupe y Estrella del Oriente (prov. San Ignacio, región Cajamarca, Perú) la cual, está nombrada en la obra titulada: Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003, publicada por Ulloa *et al*. (2004: 194). Hunziker (2001: 88) en "Genera Solanacearum indica: "… *posiibly it has six species*…" nombra 4, a saber: *B. americana* L., *B. demissa* L., *B. grandiflora* Graham & *B. speciosa* Hook. Knapp *et al*. (2004:612) en el Libro Rojo de las plantas endémicas del Perú, menciona como única especie endémica a *Browallia mirabilis* S. Leiva. Luego, Limo *et al*., 2007 dan a conocer una nueva especie: *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva, que habita en el distrito Salpo (prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Estos últimos años, Leiva *et al*., 2010, publican una nueva especie: *B. sandrae* S. Leiva, Farruggia & Tepe, del lugar denominado El Balconcito, ruta El Algarrobal-San Benito, (distrito San Benito, prov. Contumazá, región Cajamarca, Perú). Ultimamente, S. Leiva (2013) da a conocer *B. salpoana* S. Leiva, que es propia del Cerro Ragash, distrito Salpo, (prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Recientemente S. Leiva (2014a) publica *B. amicora* S. Leiva y *B. coalita* S. Leiva ambas crecen en el distrito Guzmango (prov. Contumazá, región Cajamarca, Perú); ese mismo año, S. Leiva (2014b) adiciona a la Flora peruana dos especies, a saber: *B. guzmangoa* S. Leiva habita en los alrededores del pueblo de Guzmango (prov. Contumazá, región Cajamarca) y *B. longitubulata* S. Leiva que vive arriba de Chagual (prov. Sánchez Carrión, región La Libertad, Perú); seguidamente, S. Leiva & Tantalean (2015) reportan *B. corongoana* S. Leiva & Tantalean que vive en la ruta Corongo-La Pampa (prov. Corongo, región Ancash, Perú); Leiva & Tantalean (2016a), adicionan *B. albiantha* S. Leiva & Tantalean que crece en la ruta El Tablón-Rayampampa, (distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Finalmente, Leiva *et al*. (2016b) publican *B. termophylla* S. Leiva, Tantalean & Peláez que vive al borde de la calle alta y alrededores de la ciudad de Cachicadán (ruta Cachicadán-Cerro La Botica, distrito Cachicadán, prov. Santiago de Chuco, región La Libertad, Perú). Por estos antecedentes, y al estar realizando los estudios para la monografía correspondiente que saldrá a la luz en un tiempo muy cercano, consideramos que el género necesita más observaciones de campo, estudios citogenéticos y moleculares, para poder delimitar las especies y concluir la monografía.

El género se distribuye desde el Sur de Arizona (U.S.A.), México, América Central, así como las Antillas y los Andes de Sudamérica hasta Bolivia (Hunziker, 2001). Las especies del Norte del Perú, habitan desde los 20 m hasta los 3750 m de elevación en las altas montañas, formando parte del estrato herbáceo asociadas con arbustos y árboles.

Recientes excursiones al Norte del territorio peruano, especialmente a la región Ancash, puso una vez más en evidencia, poblaciones de una especie de *Browallia* que nos llamó la atención por, sus numerosas diferencias morfológicas que las distingue del resto de las especies descriptas hasta ahora, por lo que, motivan su descripción como nueva y constituye el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva (HAO) y T. Mione & L. Yacher (CCSU) en las diferentes expediciones realizadas en la ruta Moro-Pamparomás (entre el km 49-54), distrito Pamparomás, prov. Huaylas, región Ancash, Perú, 9º05´22,0" S y 78º04´19,8" W, alrededor de los 1377 m de elevación a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Browallia*. Las colecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, NY, USM. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos, asimismo, para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con la especie afín.

La especie se encuentra distribuida en la zona fitogeográfica Amotape-Huancabamba en su parte sureña (Weigend, 2002, 2004). El estado de conservación de la especie presentada se encuentra en CITES Apendice II.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2017).

Resultados

Browallia mionei **S. Leiva & Tantalean** sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. **Región Ancash**, prov. Huaylas, distrito Pamparomás, entre el km 53-54 en la carretera Moro-Pamparomás, (flores y frutos), 9º05´22,0" S y 78º04´19,8" W, 1377 m, 17-V-2015. *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5872* (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, USM).

Diagnosis

Browallia mionei is a sister species of Browallia dilloniana, but differs by the flowers arranged in racemes, corolla tube yellowish externally, 22-28 mm (between the larger lobe and the two lower lobes) and 20-22 mm (between the two lateral lobes) of corolla limb diameter at anthesis, style wrinkled in the distal quarter.

Hierba anual, (15-) 30-40 cm de alto, ampliamente ramificada. Tallos viejos rollizos, verde, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, nunca ruminados, 3-4 (-6) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, morado o marrón claro la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes largos multicelulares, se rompen con facilidad. Hojas alternas; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes multicelulares, (0,3-) 1-1,7 cm de longitud; lámina lanceolada a veces ligeramente ovada u elíptica, membranácea a ligeramente suculenta, verde oscuro y opaca la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares y algunos glandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada a veces oblicua en la base, entera en los bordes, (5-) 6-7,3 (-8,5) cm de largo por 3-3,8 cm de ancho; Brácteas en la base de las flores; peciolo ligeramente rollizo, verde, piloso rodeado por una

cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 3-4 mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea, verde la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entero en los bordes, 12-13 mm de largo por 6-8 mm de ancho. Flores dispuestas en racimos; pedúnculo filiforme disminuyendo ligeramente hacia el área distal, verde, a veces morado claro o marrón claro la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, erecto, (4-) 11-12 cm de longitud; pedicelos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde a veces ligeramente púrpura o morado, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, erectos, (7-) 10-13 mm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde claro, verde oscuro las nervaduras principales y secundarias externamente, verdoso o blanquecino amarillento interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de algunos pelos simples glandulares transparentes externamente, glabro interiormente, suculento o papiráceo, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, (5-) 7-7,2 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos oblongos a ligeramente triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en los bordes, membranáceos a coriáceos, ascendentes, nunca revolutos, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias externamente, 3-3,5 mm de largo por 2-2,2 mm de ancho; tubo calicino 4,8-5 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, amarillento con las nervaduras rojizas al nivel de la joroba hacia la base de los lóbulos, lilacino los ¾ distales, amarillo el área distal externamente, cremosa a blanquecina interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simple glandulares y algunos pelos simples eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, glabro interiormente, suculenta a coriácea, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 22-27,2 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 23-23,1 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior ovado, amarillento externamente, lilacino con la base amarillo y blanco interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, glabro en el borde, membranáceo, bilobado o emarginado en el ápice, patente, nunca revoluto, sobresaliente las nervadura principales externamente, (7-) 9-12 mm de largo por 10-13 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente rectangulares, amarillos externamente, lilacinos ¾ del área distal, blanquecinos el ¼ el área basal interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes,

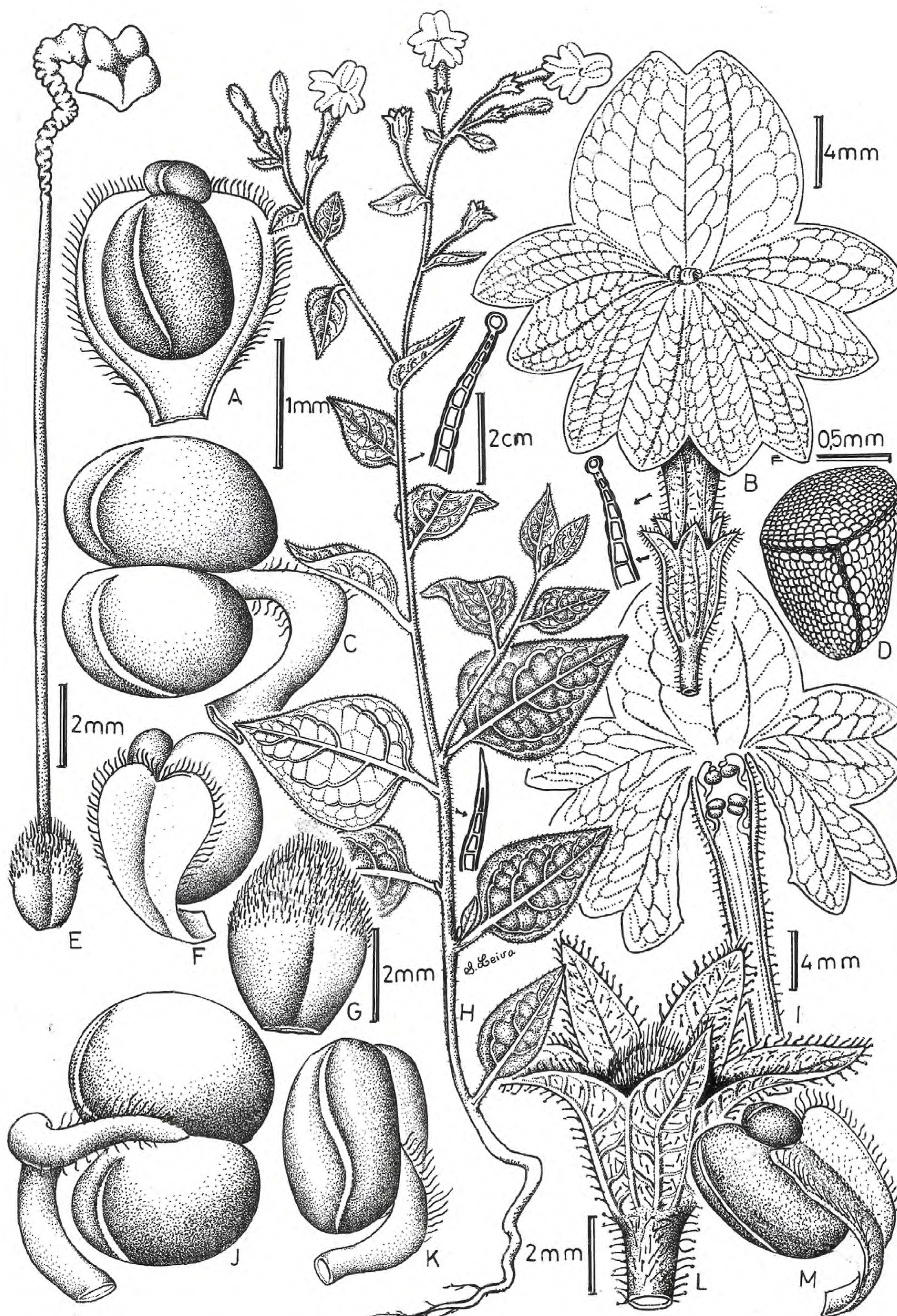


Fig. 1. ***Browallia mionei*** **S. Leiva & Tantalean**. A. Estambre heteromórfico vista ventral; B. Flor en antésis; C. Estambre isomórfico en vista ventral; D. Semilla; E. Gineceo; F. Estambre heteromórfico en vista dorsal; G. Cápsula; H. Rama florífera; I. Corola desplegada; J. Estambre isomórfico en vista dorsal; K. Estambre isomórfico en vista lateral; L. Fruto; M. Estambre heteromórfico en vista lateral. (Dibujado de *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5872*, HAO).

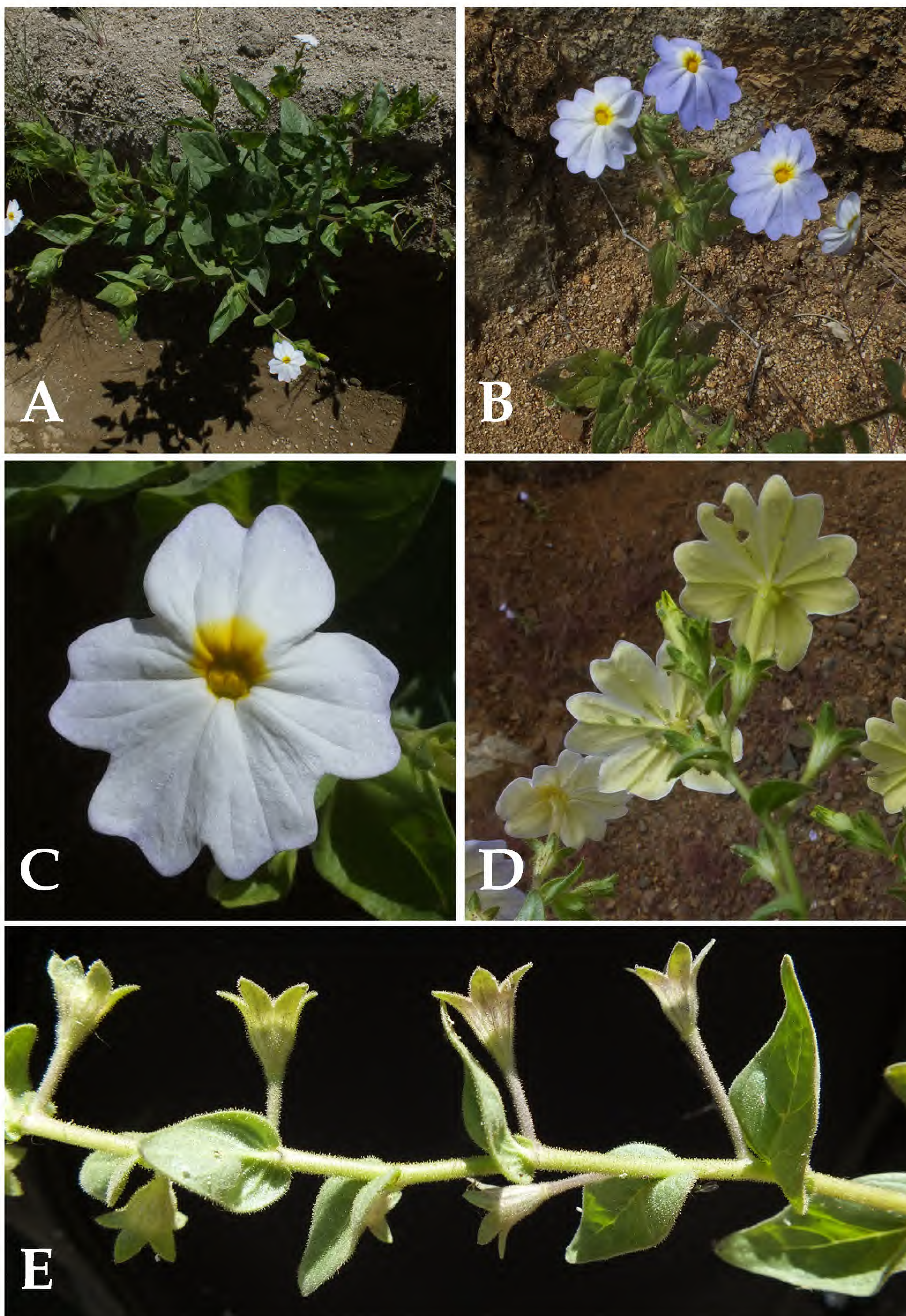


Fig. 2. *Browallia mionei* S. Leiva & Tantalean. A. Rama florífera; B. Rama florífera con flores en vista ventral; C. Flor en antésis en vista ventral; D. Flor en antésis en vista externa; E. Cápsulas. (Fotografías de *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5872*, HAO).

membranáceos, emarginados en el ápice, patentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 7-8 mm de largo por 7-8 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, amarillo externamente, lilacinos interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, patentes, emarginados en el ápice, entero en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 5-7 mm de largo por 5,5-6 mm de ancho; tubo corolino 20-21 mm de largo por 10-11 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales espatulados disminuyendo hacia el área basal, depresos, curvados, amarillo intenso, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares amarillo intenso ambas superficies, 3-3,2 mm de largo por 1-1,2 mm de ancho el área distal; área soldada aplanada, morado claro, glabra, 17-17,2 mm de longitud; anteras heteromóficas; las fértiles sub reniformes, amarillas, blanquecino las suturas, amarillento los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 1,4-1,5 mm de largo por 0,7-0,8 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blanco cremosas, blanco cremosos las suturas, amarillentos los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 0,3-0,4 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; dos estambres inferiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales lineares, depresos, ligeramente torcidos, geniculados el área distal, verdosos, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, 3-3,2 mm de largo por 0,1-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza, amoratada, glabra, 15-15,2 mm de longitud; anteras isomórficas, fértiles, oblongas y ligeramente divergentes, amarillas, blanco cremoso las suturas, verde intenso los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 1,8-1,9 mm de largo por 1,7-1,8 mm de diámetro. Ovario obovado a romboideo, suculento, verde intenso, sin disco nectarífero, hirsuto rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2-2,2 mm de largo por 1,8-1,9 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme los ¾ basales, arrugado y geniculado el ¼ distal, erecto, blanco cremoso, glabro, 15-16 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), entre las 4 anteras, verde intenso el área media, cremoso el área superior e inferior en la superficie adaxial, amarillento la superficie abaxial, glabro, 1,5-1,6 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro. Cápsula erecta, obovada, verde a la inmadurez, 2-valvada, lasiocarpa pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 5-6,3 mm de largo por 3-4 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula en los ¾ basales de su longitud basal; lóbulos erectos ligeramente ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 10-11 mm de largo por 10-11 mm de diámetro. Semillas 150-166 por cápsula, poliédricas, algunas reniformes, frágiles, negras, glabras, epispermo reticulado foveolado, 0,5-0,7 mm de largo por (0,3-) 0,5-0,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región Ancash**, prov. Huaylas,

distrito Pamparomás, entre el km 53-54 en la carretera Moro-Pamparomás, (flores y frutos), 9º05´22,0" S y 78º04´19,8" W, 1377 m, 17-V-2015. *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5874* (CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, USM).- Alto Laria km 49 ½ -50 ruta Moro-Pamparomás, 9º05´29,7" S y 78º05´02-3" W, 1279 m, 12-V-2017, *S. Leiva, G. Barboza & F. Grosso 6566* (CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, USM).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado entre el km 49 ½ -54 en la carretera Moro-Pamparomás, distrito Pamparomás, prov. Huaylas, región Ancash, Perú, 9º05´22,0"-9º05´29,7" S y 78º04´19,8"-78º05´02-3" W, 1279-1377 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos, acequias, y vive asociada con plantas de *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns "pate", *Fuertesimalva peruviana* (L.) Fryxell "malva" (Malvaceae), *Tribulus terrestris* L. "abrojo" (Zygophyllaceae), *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Onoseris odorata* (D. Don) Hook. & Arn., *Zinnia peruviana* (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione, *Nicotiana glutinosa* L. "tabaco silvestre", *Solanum pimpinellifolium* L. "tomatito de campo", *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn., *Nicandra yacheriana* S. Leiva, *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito" (Solanaceae), *Mentzelia aspera* L. "ortiga" (Loasaceae), *Alternanthera halimifolia* "hierba blanca" (Amaranthaceae), *Bursera graveolens* (Kunth) Triana & Planch. "palo santo" (Burseraceae), *Jacaratia digitata* (Poepp. & Endl.) Solms (Caricaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012, 2017) *Browallia mionei* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en entre el km 49 ½ -54 (ruta Moro-Pamparomás), siendo ésta la única localidad donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por la ruta Moro-Pamparomás. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Prof. Dr. Thomas Mione de la Universidad de Connecticut, U.S.A. por sus permanentes estudios en el género *Jaltomata*

Schltdl. (Solanaceae), especialmente del Perú, como lo demuestran sus artículos publicados al respecto.

Discusión

Browallia mionei S. Leiva & Tantalean es afín a su especie hermana *Browallia dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva (ver Limo *et al*., 2007), que habita en las rutas Salpo-Casmiche y Salpo-Pagash, distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, entre los 2770-2870 m de elevación, porque ambas tienen el cáliz tubular ampliándose ligeramente hacia el área distal, rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes (a veces transparente el pie, amarillo la cabeza glandular) externamente, limbo corolino con lóbulos escotados o bilobados en el ápice, área libre de los filamentos estaminales superiores espatulados, compresos, curvados, amarillo intenso, pubescentes, ovario verde rodeado por una densa cobertura de simples eglandulares transparentes rígidos que ocupan la ½ distal del ovario, estilo cremoso, hierbas (10-) 30-50 cm de alto, tallos viejos pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y algunos pelos glandulares transparentes. Pero, *B. mionei* presenta las flores dispuestas en racimos, tubo corolino amarillento externamente, 22-28 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) por 20-22 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo corolino en la antésis, estilo arrugado el ¼ distal. En cambio, *B. dilloniana* tiene las flores solitarias, raras veces laxamente ramificada, tubo corolino lila externamente, 14-15 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) por 8-9 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo corolino en la antésis, estilo arrugado en toda su longitud.

Agradecimientos

Nuestro reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Asimismo, nuestra gratitud a Luis Felipe Chang del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su ayuda en la traducción del abstract y la diagnosis.

Contribución de los autores

S. L.: Exploraciones de campo, elaboración de dibujo, toma de fotografías, redacción y revisión del manuscrito; F.T.: Exploraciones de campo, toma de fotografías y revisión del manuscrito.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálago de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monobr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.

D'Arcy, W. 1991.The Solanaceae since 1976. With a review of its biography *in* J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee and Estrada (Eds), Solanaceae III. Taxonomy Chemistry, Evolution 75-137. Royal Botanical Gardens Kew Richmond, Surrey. Uk for The Linnean Society of London.

Dios, O. 1977. Especies peruanas del Género *Browallia* L. (Solanaceae). Bol. Soc. La Libertad. IX (1-2): 5-24.

Hengler, A. 1964. Sylabus der Planzenfamilien XII, Ed. (II). Gebruder Boemtraeger, Berlin-Niklas-see. 666 pp.

Hunziker, A. 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. *In* J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (edis.). The Biology snd Taxonomy of the Solanaceae, 49-85, Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press N.Y.

Hunziker, A. 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Gantner Verlang K. G. Alemania, pp. 500.

IUCN. 2012. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition. Gland, Switzerland and Cambridge, UK: IUCN. iv + 32pp.

IUCN. Standards and Petitions Subcommitee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria. Version 13. Prepared by the Standards and Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/RedListGuidelines.pdf. Acceso: 30 de julio 2017.

Knapp, S.; D. Spooner & B. León. 2006. Solanaceae endémicas del Perú. Rev. peruv. biol. Número especial 13 (2): 612-643.

Leiva, S. 1995. Una nueva especie de *Browallia* (Solanaceae: Salpiglossidae) del Norte del Perú. Arnaldoa 3 (2): 13-17.

Leiva, S.; F. Farruggia; E. Tepe & C. Martine. 2010. *Browallia sandrae* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 17 (2): 155-161.

Leiva, S. 2013. *Browallia salpoana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 20 (2): 59-68.

Leiva, S. 2014. *Browallia amicora y Browallia coalita* (Solanaceae) dos nuevas especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 21(1): 9-24.

Leiva, S. 2014. *Browallia guzmangoa y Browallia longitubulata* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. Arnaldoa 21(2): 265-278.

Leiva, S. & F. Tantalean. 2015. *Browallia corongoana* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 22 (2): 347-356.

Limo, S.; E. Pereyra; K. Lezama & S. Leiva. 2007. *Browallia dilloniana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 15-21.

Macbride, J. 1962. Solanaceae. Field Mus. Nat. Hist. Bot. Ser. 13 part. V-B, No 1.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Migid; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Coller. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Novon 57 (4): 1159-1181.

Soukup, J. 1977. Las Monoporáceas, Caliceraceas, Calitricáceas, Balsamináceas, Columeliáceas, Nolanáceas y Solanáceas del Perú, su género y lista de especies. Biota. XI (87): 53-96.

Sagástegui, A. & O. Dios. 1980. Una nueva especie del género *Browallia* (Solanaceae). Hickenia I (39): 215-218.

Särkinen, T.; L. Bohs; R. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework for evolutionary study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. BMC Evolutionary Biology, 13: 2-15.

Thiers, B. 2017. [continuamente actualizada] Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/. Acceso: 01 de julio del 2017.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa. Edición Especial, pp 242.

Van Devender & P. Jenkins. 1993. A new species of *Browallia* (Solanaceae) from the Souhwestern United Stated and Northwestern Mexico. Madroño 40 (4): 214-224.

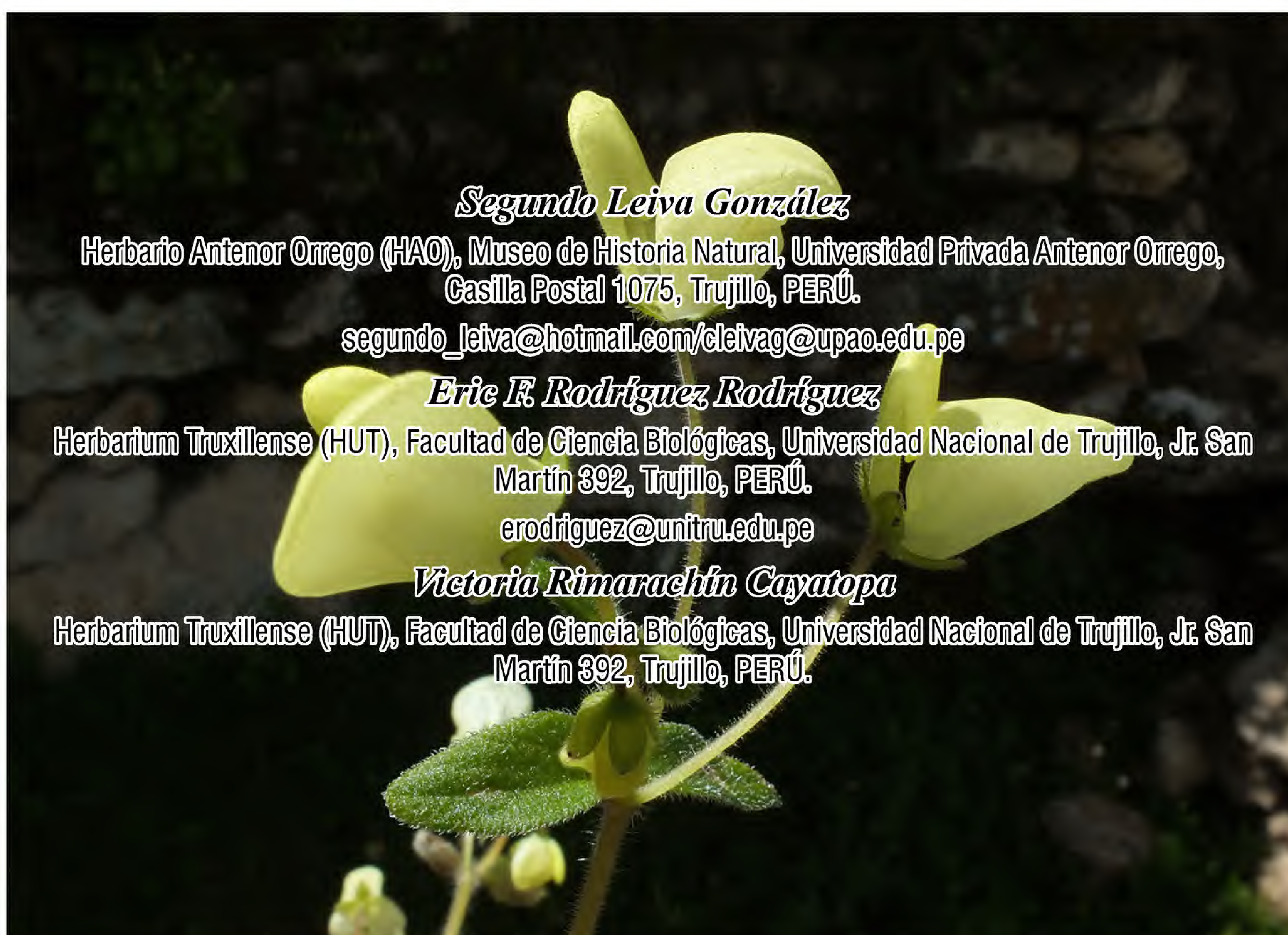
Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. per. biol. 11(2): 127-134.

Arnaldoa 24 (2): 425 - 438, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24202
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Calceolaria salpoana (Calceolariaceae) una nueva especie del Norte del Perú

Calceolaria salpoana (Calceolariaceae) a new species from Northern Peru



Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Eric F. Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Facultad de Ciencia Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.
erodriguez@unitru.edu.pe

Victoria Rimarachín Cayatopa
Herbarium Truxillense (HUT), Facultad de Ciencia Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.



Recibido: 5-IX-2017; aceptado: 26-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Calceolaria salpoana* (Calceolariaceae), una nueva especie del norte del Perú. *Calceolaria salpoana* S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín pertenece a la sección Micranthera Pennell, crece en el camino entre cerro Ragache-Cogón, distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, a los 8º00'34,5" S y 78º36'18,6" W, y alrededor de los 3536 m de elevación. Se caracteriza porque presenta 1-2 flores en el ápice de los tallos, cáliz con lóbulos rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, corola sin manchas rojas interiormente, anteras oblongas descendentes, filamentos estaminales blanco cremosos de 6-7 mm de longitud, estilo 6-7 mm de longitud, hierbas (10-) 15-18 (-25) cm de alto. Adicionalmente, a la descripción se acompañan los dibujos y fotografías correspondientes, se discuten sus relaciones con la especie afín, e incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre vulgar y usos de la especie.

Palabras clave: *Calceolaria salpoana*, Calceolariaceae, nueva especie, norte del Perú, IUCN.

Abstract

Calceolaria salpoana (Calceolariaceae), a new species from northern Peru, is described and illustrated in detail. *Calceolaria salpoana* S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín belongs to the Micranthera Pennell section, it grows on the road between Ragache mountain and Cogon, Salpo District, province of Otuzco, region of La Libertad, Peru, at 8º00'34.5" S and 78º36'18.6" W, 3536 m of elevation. It can be recognized because it presents 1-2 flowers in the apex of stems, calyx with lobes surrounded by a dense covering of transparent simple glandular hairs externally, corolla without red stains internally, anthers oblong descending, staminal filaments creamy white 6-7 mm long, style 6-7 mm long, herbs (10-) 15-18 (-25) cm tall. Additionally, the description is accompanied by the corresponding drawings and photographs; we discuss its relations with other allied species and include data of its geographic distribution, ecology, phenology, current status, common name and uses of the species.

Keywords: *Calceolaria salpoana*, Calceolariaceae, new species, northern Peru, IUCN.

Citación: Leiva, S.; E. F. Rodríguez & V. Rimarachín. 2017. *Calceolaria salpoana* (Calceolariaceae), una nueva especie del norte del Perú. Arnaldoa 24(2): 425-438. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24202

Introducción

Calceolariaceae fue fundado por Richard Olmstead en su trabajo publicado en American Journal of Botany (=Amer. J. Bot.) 88: 357, 2001. Integran esta familia, 4 géneros, a saber: *Calceolaria* L., Kongl. Vetensk. Acad. Handl. 31: 286,1770 (con 275 especies), *Jovellana* Ruiz & Pav., Fl. Peruv. 1: 12, 1798 (con 3 especies), *Porodittia* G. Don, Gen. Hist. 4: 608, 1838 (con una especie) y *Stemotria* Wettst. & Harms, Nat. Pflanzenfam., Gesamtreg. 462, 1899 (con una especie), haciendo un total de 280 especies, distribuidas especialmente en los Andes Centrales (The Plant List, 2017).

Historia del género *Calceolaria* L. (Adaptado de Molau, 1988):

El género *Calceolaria* fue fundado por Linneo en 1770, él adoptó el nombre genérico de dos polinomios previamente descritos por Feuillée (1725). Uno de ellos fue convertido en *C. pinnata* L., el tipo genérico, el protólogo del cual Linneo se basó en plantas propagadas en Suecia de semillas traídas a Europa desde Perú por Jussieu. La presunción de Linneo de que esta era la misma especie que la descrita por Feuillée es probablemente correcta,

aunque ni la ilustración ni la diagnosis fueron muy informativas. Lamarck (1785) describió algunas especies de *Calceolaria* del material traido a París por Jussieu (Ecuador) y Commerson (Patagonia), pero no fue hasta fines del siglo XVIII que las mayores contribuciones al conocimiento del género fueron publicadas. La más importante de ellas, es la de Ruiz y Pavón (1798), describiendo numerosas especies de Perú y Chile recolectadas por Pavón y Dombey. Solo un año después, Cavanilles (1799) publicó otro estudio de *Calceolaria* de aproximadamente la misma zona basándose en las colecciones de Nee. Consecuentemente, muchas de las especies de Ruiz y Pavón tienen sinónimos de Cavanilles. El siguiente avance fue en 1818 cuando Kunth publicó muchas especies, principalmente de Ecuador y el norte del Perú, basado íntegramente en los manuscritos y colecciones de Bonpland (Humboldt, Bonpland & Kunth, 1818). Sin embargo, Kunth no adoptó los epítetos propuestos en las etiquetas de Bonpland, pero estas, *nomina nuda* fueron retenidas por Willdenow en el herbario de Berlín y luego publicadas por Link (1820), produciendo una gran cantidad de sinónimos forzados. El primer intento de una subdivisión genérica fue realizado por Bentham (1846) y, al mismo tiempo, muchas nuevas especies fueron descriptas, principalmente de las colecciones de Mathews (Perú) y Pearce (Perú, Bolivia). Considerando la poca cantidad de material disponible para Bentham, su revisión es un trabajo impresionante. La mayoría de sus grupos son aún válidos como secciones, incluso desde un punto de vista evolutivo. La única notoria mala interpretación de Bentham fue agrupar las especies de *Jovellana* junto con algunas calceolarias muy especializadas sin eleóforos (flores con polen). La similitud superficial entre esas plantas en el herbario no es vista en material vivo. Una importante contribución, pero muy pasada por alto, es el tratado de *Calceolaria* por Weddell en Chloris Andina (1857). En este trabajo, él describe muchas especies bolivianas, la mayoría aún válidas. Obviamente, autores posteriores no han consultado sus especímenes tipo (todos conservados en P) porque muchos de sus taxones han sido constantemente malinterpretados (como *C. bartsiifolia*) y otros han sido completamente omitidos (como *C. umbellata*). Muchos de los grupos de Bentham fueron luego adoptados como secciones por Kränzlin (1907) en su monografía de la tribu Calceolarieae en Das Pflanzenreich, pero, las intenciones de Bentham fueron completamente opacadas en esta producción de escritorio. El trabajo de Kränzlin contiene muchos errores graves, debido especialmente a su completa falta de conocimiento fitogeográfico, como señaló Pennell (1945: 138). En algunos casos, Kränzlin incluso excluyó las obligadas especies tipo de las secciones, por ejemplo, cuando colocó a *C. latifolia* Benth. en otra sección aparte que Latifoliae (Benth.) Kränzlin. Incluso, más sorprendente es el hecho de que Kränzlin, en dos casos, usó el mismo epíteto repetidamente cuando describió nuevas especies (*C. ramosissima* y *C. hypoleuca*). La monografía de Kränzlin fue duramente criticada por Witasek (1907) y su inmediata respuesta a ello fue publicar la especie nueva *C. witasekiana*, *tipificada por uno de los más horrendos especímenes de herbario que yo haya visto,* sotiene Molau, 1988, continúa diciendo: "*Desafortunadamente, este taxón es aún válido, aun cuando la he convertido en una subespecie de C. atahualpae*".

Algunas de las más importantes contribuciones a la taxonomía de *Calceolaria* son aquellas de Pennell (1920, 1945, 1951a, 1951b) (citado por Molau, 1988). Para los

Andes norteños, Pennell (1951b) propuso una nueva subdivisión en secciones "naturales", la mayoría de las cuales se han vuelto muy útiles. A nivel de especies, sin embargo, Pennell fue un disidente y muchas de sus especies nuevas se basaron desviando poblaciones marginales de especies con una variación clinal.

Los Andes peruanos son el centro de variación en *Calceolaria* y, el ambiguo tratado del género por Edwin (1971) para la Flora del Perú, quien solo confunde la taxonomía aun más. Una de las mayores desventajas de su trabajo es la completa falta de subdivisiones del género en grupos naturales. Pero, se debe reconocer que muchas de las especies de Edwin son correctas, especialmente muchas endémicas para el norte del Perú.

Molau, 1988 indica: *"desde 1975 hasta 1981, trabajé con las especies de Calceolaria en los Andes norteños* (Molau, 1978-1981). *La revisión taxonómica resultante fue ampliamente basada en estudios de campo y experimentos de cultivo y cruce. En 1983 y 1985, mi área de trabajo se extendió a Perú y Bolivia, así fue posible realizar esta revisión*.

Durante las últimas décadas, algunas revisiones de Calceolaria han aparecido cubriendo partes menores de su área de distribución, las más importantes de las cuales son presentadas a continuación (Revisiones modernas son inexistentes para Bolivia y Chile):

México.- Landrum & McVaugh, 1978. Un artículo que trata sobre dos de las cuatro especies mexicanas, C. mexicana y C. tripartita, con una circunscripción apropiada de la primera.

Guatemala.- Standley & Williams, 1973. Dos de las cuatro especies presentes en Guatemala fueron reconocidas.

Costa Rica.- Standley, 1938. Cuatro de las cinco especies fueron reconocidas.

Panamá.- Molau, 1979b. Cuatro de las cinco especies fueron reconocidas.

Venezuela, Colombia, Ecuador y norte del Perú.- Molau, 1978-1981. 64 especies fueron reconocidas.

Perú.- Edwin, 1971. Muy incorrecta, con numerosas malas interpretaciones de los taxones antiguos.

Sur del Perú.-Pennell, 1945. Mayormente adecuada en taxonomía; los taxones descritos de zonas adyacentes de Bolivia son a menudo ignorados.

Argentina.- Descole & Borsini, 1954. Probablemente abarca la mayoría de especies argentinas y chilenas, bellamente ilustrado pero con taxonomía confusa", termina su recopilación (Molau, 1988).

Molau (1988), publicó la monografía 47 en Flora Neotrópica: Scropulariaceae-Parte I, Calceolarieae, en la cual da a conocer 181 especies del género *Calceolaria*; distribuidas en el subgénero: Calceolaria (con 18 secciones) y subgénero Cheiloncos (con 2 secciones). Asimismo, indica unas 121 especies que habitan para el territorio peruano, unas 60-90 especies que viven al sur del Trópico de Capricornio y ca. 67 especies desde la línea ecuatorial hasta el Trópico de Cáncer.

El género consta de 240-270 especies para el mundo (www.Angiosperm Phylogeny Website, del Missouri Botanical Garden, Stevens, 2017).

En el Perú, crecen 120 especies y 14 subspecies, de ellas 105 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993).

Molau (2003) publica *C. rhombifolia* Molau, propia de los alrededores de El Agua Fría (ruta Chota-La Paccha), alrededor de los 2400 m de elevación, prov. Chota, región Cajamarca, Perú.

Sércic (2004) hace un análisis comparativo de la biología floral de 48 especies del género *Calceolaria* L. que tienen distribución Argentino Chilenas, describe la estructura floral: corola, elaióforos, androceo, gineceo y la antésis; ilustradas con fotografías que detallan estos órganos.

Salinas & León (2006) en "El libro rojo de las plantas endémicas del Perú" (ver León *et al*., 2006) proponen 101 especies endémicas de *Calceolaria* para Perú, de estas, 71 habitan en el norte de Perú, adicionamos, *C. rhombifolia* Molau, *C. chibulensis* y *C. comulcana* hacen 74 especies. En consecuencia, de acuerdo a estos datos, se ratifica que el centro de diversidad del género *Calceolaria* es el norte del Perú.

Recientemente, Romero *et al*. (2017), publican dos nuevas especies para el norte del Perú, a saber: *Calceolaria chibulensis* C. Romero, Bussman & Puppo, Tipo: Perú, La Libertad, Bolivar, distrito Uchumarca, Chibull, 6º 58'24" S, 77º 52'29" W, 2450-2500 m, 12-VII-2010 (flores), *A. Glenn, R. W. Bussmann, C. Vega Ocoña, G. Chait & F. Díaz Vega 598* (Holótipo: MO; Isótipos: HAO!); y *Calceolaria comulcana* C. Romero, Bussman & Puppo, Tipo: Perú, La Libertad, Bolivar, distrito Uchumarca, flanco suroeste del cerro Comulca, 7º 04'42" S, 77º 46'17" W, 3900-4150 m, 9-XI-2013 (flores y frutos), *R. W. Bussmann, N. Paniagua Zambrano, C. Vega Ocoña & C. Tellez 18011* (Holótipo: MO; Isótipos: HAO!).

Las especies se encuentran distribuidas en la zona fitogeografica Amotape-Huancabamba en su parte sureña (Weigend, 2002, 2004).

Continuando con las exploraciones botánicas al norte del Perú, ahora en la región La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, nos ha permitido describir e ilustrar *in situ* y proponer un nuevo taxón de esta área geográfica, siendo el aporte y objetivo principal de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas principalmente en la segunda mitad del siglo pasado por A. López M. (HUT), A. Sagástegui A. (HAO, HUT), S. Leiva G. (HAO), E. Rodríguez y V. Rimarachín (HUT) entre otros, en las diferentes expediciones realizadas al distrito Salpo prov. Otuzco, región La Libertad (=departamento La Libertad), Perú, entre los 8º00'79,0"-8º00'36,4"S y 78º41'46,3"- 78º36'08,2"W, y desde los 1480 m hasta los 3769 m de elevación a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización del libro: Flora ilustrada del distrito Salpo. Las recolecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: F, HAO, HSP, HUT, MO. Además, el estudio está basado en la revisión de material de estas instituciones botánicas, cuyas determinaciones registradas en las etiquetas han sido efectuadas por especialistas a través del tiempo, como: U. Molau, G. Edwin, R. Bussmann, C. Romero, P. Puppo, A. Sagástegui, entre otros. Adicionalmente, se revisó los portales de instituciones extranjeras que alojan colecciones botánicas para las especies peruanas, tales como: TROPICOS-Base de Datos del Missouri Botanical Garden Herbarium (MO) (Tropicos, 2017) y The Field Museum (F) (The Field Museum, 2017). También, se efectuó la revisión crítica de la bibliografía especializada disponible: Molau (1988, 2003), Puppo (2008; 2010a; 2010b), Romero *et al*. (2017).

La contrastación específica se efectuó con el "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú" en el capítulo de Scropulariaceae (Brako & Zarucchi, 1993) y sus adiciones (Ulloa Ulloa *et al*., 2004). Así

como, con el apoyo del "Catálogo de las Plantas Vasculares del Ecuador" (Jørgensen & León-Yánez, 1999). Para el caso de endemismos se consultó el "Libro rojo de las plantas endémicas del Perú" (Salinas & León, 2006) y el "Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador" (Valencia *et al.*, 2000).

La descripción de la especie nueva está basada en caracteres exomorfológicos tomados en el campo (*in situ*). Además de las colecciones botánicas, se fijó material en líquido (alcohol al 70% o AFA) para efectuar estudios detallados de los órganos vegetativos y reproductivos, así como, para delinear la ilustración (Fig. 1). Se presentan fotografías del taxón nuevo (Fig. 2), cuyos créditos pertenecen a los autores de este trabajo; información sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual de conservación según IUCN (2012, 2017), nombre vulgar, usos y etimología. Así mismo, la discusión taxonómica con la especie afín.

Las colecciones del material tipo serán depositadas en los herbarios: CORD, F, HAO, HUT, MO.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2017).

Resultados

Se presenta, la distribución del taxon en la Sección, adaptado de: "Flora Neotrópica, Scrophulariaceae- Part I. Calceolarieae", propuesta por Molau (1988).

Sección Micranthera Pennell, Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia 103: 95, 1951.

***Calceolaria salpoana* S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín** sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, camino Cerro Ragache-Cogón, borde de chacra de *Solanum tuberosum* L. "papa" (Solanaceae), 8º 00'34,5" S 78º 36'18,6" W, 3536 m, 27-IV-2017, *S. Leiva 6485* (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, HUT, MO).

Diagnosis

Calceolaria salpoana S. Leiva is sister species of C. utricularioides Benth., it has 1-2 flowers per node, corolla pilose surrounded by a covering of transparent simple eglandular hairs externally, minor lobe without red stain on the distal area, corolla globose and slightly compressed in the distal area, free portion of the staminal filaments 6-7 mm long, anthers oblong and divergent, style slightly curved in the distal area, creamy white in the distal ¾, greenish the basal quarter, 6-7 mm long, herbs (10-) 15-18 (-25) cm tall.

Hierba 15-18 (-25) cm de alto; laxamente ramificada. Tallos viejos rollizos, rojo vinoso, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes de diferente longitud, nunca ruminados, 1,5-2 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, rojizos, compactos, lustrosos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes de diferente longitud, algunos pelos simples glandulares amarillentos. Hojas opuestas; peciolo semirrollizo, rojo púrpura, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes de diferente longitud, 3-5 mm de longitud; lámina ovada, suculenta, verde la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera en los bordes, 16-18,5 mm de largo por 11,5-13 mm de ancho. Flores 1-2 por nudo, en los ápices de los tallos, no sincronizadas; pedúnculo filiforme, rojizo, ascendente, compacto, pubescente rodeado

por una densa cobertura de pelos simples glandulares (transparentes el pie, amarillo la glándula), 28-30 mm de longitud. Cáliz 4-lobulado; lóbulos homosépalos, cóncavos, oblongos a triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes cortos interiormente, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes en los bordes, suculentos, patentes, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 4,5-5 mm de largo por 1,8-2 mm de ancho; 11-12,2 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola compresa, redondeada (bilabiada, oblongo el lóbulo menor), amarillo intenso externa e interiormente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes cortísimos externamente, glabra interiormente, membranácea, 14-15 mm de largo por 13-14 mm diámetro y 8-9 mm de alto; 2,5-3 mm de largo por 4,3-4,5 mm de diámetro (boca del lóbulo menor), 5-6 mm de largo por 4,3-4,5 mm de diámetro (boca del lóbulo mayor). Estambres 2, conniventes, criptostémonos; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, ligeramente geniculado el área distal, blancos cremosos, glabros, 6-7 mm de longitud; anteras isomórficas, oblongas, descendentes, amarillo intenso, blanquecino las suturas, sin mucrón apical, glabras, 1,1-1,2 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario piriforme, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes en toda su longitud, 2-2,5 mm de largo por 1,7-1,8 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área basal, ligeramente curvado el área distal, blanco cremoso los ¾ distales, verdoso el ¼ basal, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes el ¼ basal, 6-7 mm de longitud; estigma semicapitado, bilobado, amarillo, 0,2-0,3 mm de diámetro. Cápsula no vista.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, Cerro Ragache, ladera abierta, 3200 m, 23-V-1984, *A. Sagástegui et al. 11596* (F, HUT!-19395; MO!-3224646, 3285216).- Camino Cerro Ragache-Cogón, borde de chacra de *Solanum tuberosum* L. "papa" (Solanaceae), 8º 00'34,5" S 78º 36'18,6" W, 3536 m, 21-IV-2017, *S. Leiva & V. Rimarachín 6452* (HAO).

Distribución y ecología: Especie endémica, silvestre neotropical con distribución restringida en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en la ruta Cerro Ragache-Cogón y arriba de Purrupampa-Cruz de Pargo (al este de Salpo), entre los 3536-3660 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. Es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que puede desarrollar en suelos arenosos, pedregosos; asimismo, es argilícola porque prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, áreas inundadas y vive asociada con plantas de *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Calceolaria hispida* Benth. subsp. *acaulis* Molau

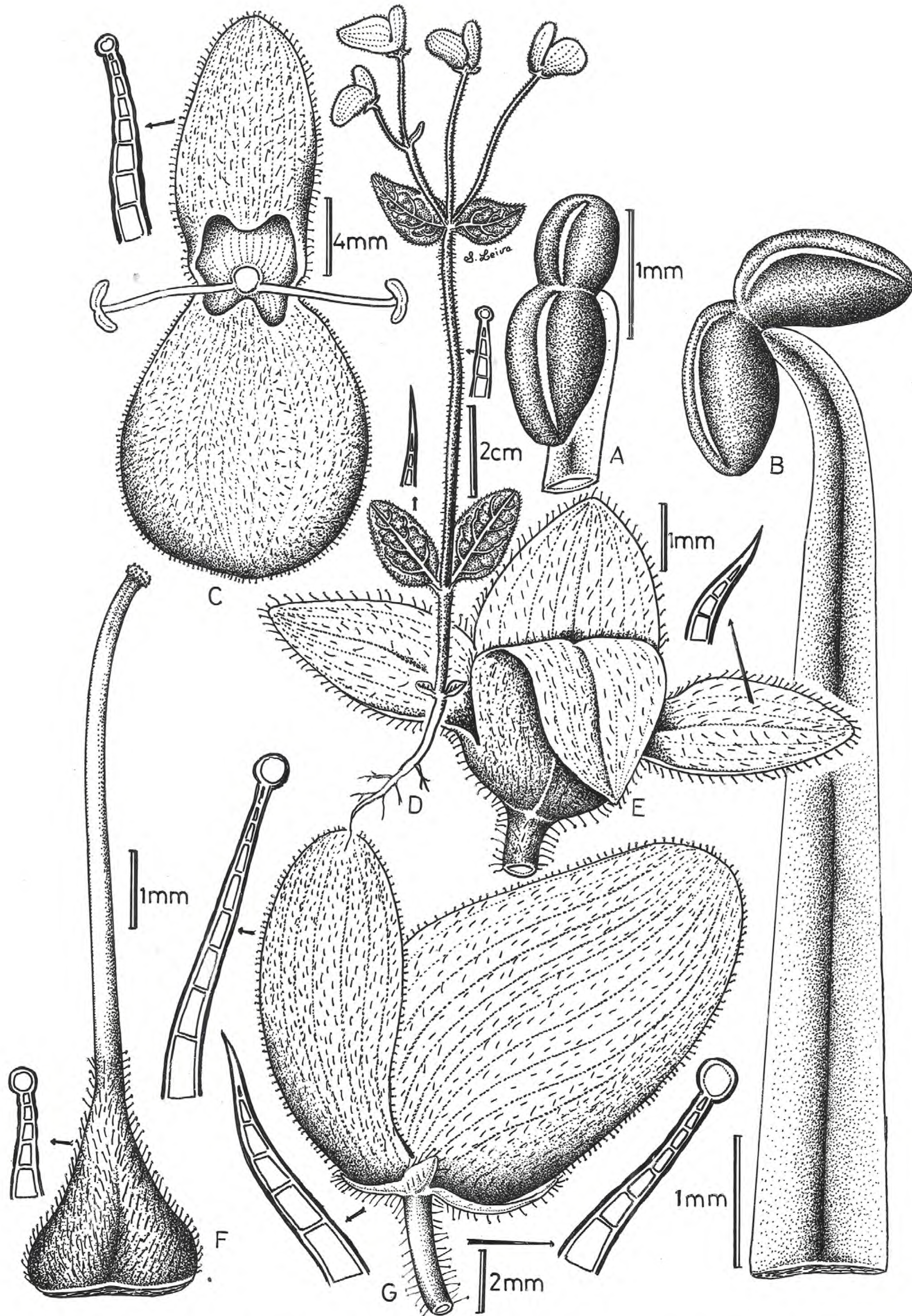


Fig. 1. ***Calceolaria salpoana*** **S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín**. A. Antera en vista lateral; B. Estambre en vista ventral; C. Corola en vista interna; D. Rama florífera; E. Cáliz; F. Gineceo; G. Corola en antésis. (Dibujado: *S. Leiva & V. Rimarachín 6486*, HAO).

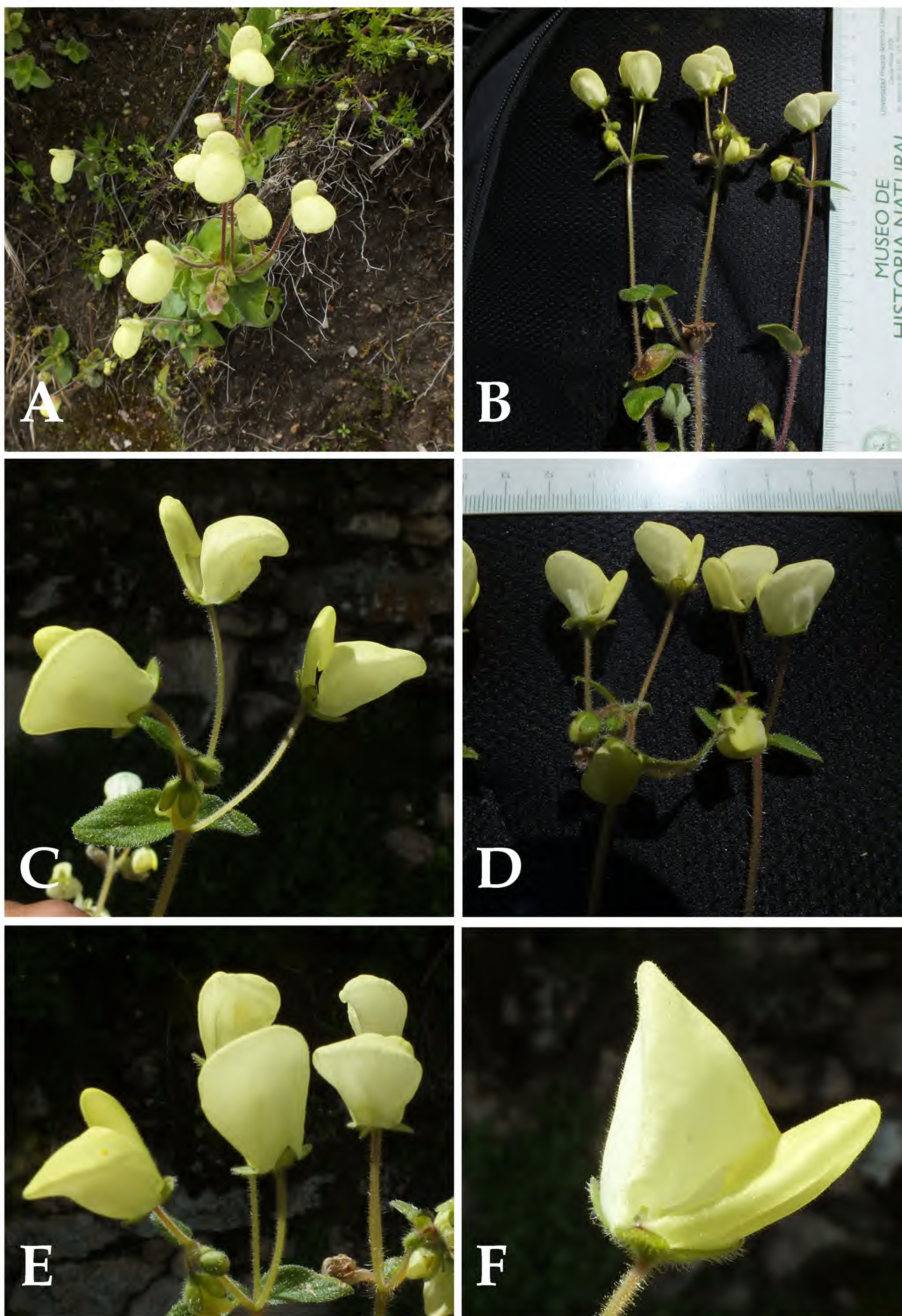


Fig. 2. *Calceolaria salpoana* S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín. A. Rama florífera; B. Tamaño de planta; C. Flores en antésis; D. Tamaño de flores; E. Flor en vista anterior; F. Flor en vista lateral. (Fotografías: *S. Leiva & V. Rimarachín 6486*, HAO).

"globitos" (Calceolariaceae), *Salpichroa ramosissima* Miers "cuytulume", *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione "sogorome" (Solanaceae), *Agave americana* L. "penca" (Asparagaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo, a veces hasta junio.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012, 2017) *Calceolaria salpoana* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en la ruta Cerro Ragache-Cogón y arriba de Purrupampa-Cruz de Pargo (al este de Salpo), entre los 3536-3560 m de elevación siendo éstas las únicas localidades donde se ha recolectado (criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan por estas rutas. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación real.

Nombre vulgar: "globitos" (en boleta, *S. Leiva 6486*, HAO).

Usos: Sus plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por sus lindas flores amarillo intenso.

Etimología: El epíteto específico hace alusión a Salpo, un hermoso distrito que entre sus laderas, cerros, bosques relictos, pajonales guarda una riqueza biológica y cultural que necesita de más estudios.

Discusión

Calceolaria salpoana S. Leiva, E. Rodr. & Rimarachín es afín a su especie hermana *C. utricularioides* Benth. (Fig. 3), que se distribuye en las regiones: AM (provincia Chachapoyas), AN (provincias: Bolognesi, Corongo y Huaraz), CA (provincias: Cajamarca, San Pablo, Chota y Contumazá), LL (provincias: Otuzco, Pataz, Santiago de Chuco y Trujillo), LI (provincias: Canta y Huarochirí) y PI (provincia Huancabamba), entre los 400-3650 m de elevación (Molau, 1988), porque ambas son hierbas de (10) 15-30 cm de alto, laxamente ramificadas, pedúnculos pubescentes rodeadas por una cobertura de pelos simples glandulares (transparentes el pie, amarillo la glándula), corolas amarillas largamente bilabiadas, sin manchas púrpuras interiormente, glabras interiormente, anteras blanco cremosas, ovario pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en toda su longitud, hojas con láminas ovadas. Pero, *C. salpoana* tiene 1-2 flores por nudo, corola pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, lóbulo menor sin mancha roja en el área distal, corola globosa y ligeramente compresa el área distal, área libre de los filamentos estaminales 6-7 mm de longitud, anteras oblongas divergentes, estilo ligeramente curvado el área distal, blanco cremoso los ¾ distales verdoso el ¼ basal de 6-7 mm de longitud, hierbas de (10-) 15-18 (-25) cm de alto. En cambio, *C. utricularioides* posee 3-6 flores por nudo, corola pilosa rodeada por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, lóbulo menor con una mancha rojo intenso en el área distal, corola abruptamente compresa, área libre de los filamentos

estaminales 3,5-3,6 mm de longitud, anteras oblongas paralelas, estilo erecto el área distal, verde de 4-4,1 mm de longitud, hierbas de 20-30 cm de alto.

Agradecimientos

Los autores expresan su reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo y Universidad Nacional de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Asimismo, a los curadores y autoridades de los herbarios F y MO por hacer posible la revisión de sus colecciones y bases de datos botánicos. Nuestra gratitud a Luis Felipe Chang del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su ayuda en la traducción del abstract.

Contribución de los autores

S. L.: Redacción y revisión del manuscrito, exploraciones de campo, elaboración de dibujo y toma de fotografías; E. R.: Redacción, discusión taxonómica y revisión del manuscrito, información de material de herbario; V. R.: Revisión del manuscrito, exploraciones de campo. Todos los autores han contribuido en la descripción de la especie, leído el manuscrito final y aprobado la revisión.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. 45.

Edwin, G. 1971. Scrophulariaceae. *Calceolaria* L. Flora of Peru. Field Museum of Natural History, Bot. Ser. 13, part 5B (3): 515-654.

IUCN. 2012. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition. Gland, Switzerland and Cambridge, UK: IUCN. iv + 32pp.

IUCN. Standards and Petitions Subcommitee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria. Version 13. Prepared by the Standards and Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/RedListGuidelines.pdf. Acceso: 30 de julio 2017.

Jørgensen, P. M. & S. León-Yánez. 1999. Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol. 75: 1-1181.

León, B.; J. Roque; C. Ulloa Ulloa; P. M. Jørgensen; N. Pitman & A. Cano (Eds.). 2006. Libro Rojo de las Plantas endémicas del Perú. Rev. peru. biol., Edición Especial 13(2): 1-971.

Molau, U. 1988. Flora Neotrópica, Scrophulariacae-Part I. Calceolarieae, Monograph 47, The New York Botanical Garden, Nueva York. pp. 326.

Molau, U. 2003. Two new species of *Calceolaria* (Scrophulariaceae) from the tropical Andes. Novon 13 (1): 101-103.

Puppo, P. 2008. Nueva especie de *Calceolaria* (Calceolariaceae) del centro del Perú. Novon 18: 101-103.

Puppo, P. 2010a. A new species of *Calceolaria* (Calceolariaceae) from disturbed paramos in south Ecuador. J. Bot. Res. Inst. Texas 4: 33-36.

Puppo, P. 2010b. New distributions for 24 species of Calceolaria (Calceolariaceae) in Perú and first record of Calceolaria perfoliata. Rev. perv. biol. 17: 155-162.

Romero, C.; R. Bussmann & P. Puppo. 2017. New Species of *Calceolaria* (Calceolariaceae) from Northern Peru. Novon 25: 316-321.

Salinas, I. & B. León. 2006. Calceolariaceae endémicas en el Perú, en León, B., J. Brako & B. León. 2006. El Libro Rojo de las plantas endémicas del Perú. Rev. peruv. biol. Número Especial, 13 (2): 220-236.

Sércic, A. 2004. Pollination biologyin the genus *Calceolaria* L. (Calceolariaceae). Stapfia 82: 1-121.

Stevens, P. F. (2001 onwards). 2017. Angiosperm Phylogeny Website. Versión 13. Disponible en: http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb. Acceso: 17 de julio del 2017.

The Field Museum. 2017. The Field Museum. Disponible en: http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/detailed.php. Acceso: 12 de setiembre del 2017.

The Plant List. 2017. The Plant List. A working list of

all plant species. Versión 1.1. Disponible en: http://www.theplantlist.org. Acceso: 22 de agosto del 2017.

Thiers, B. 2017. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/. Acceso: 1 de agosto del 2017.

Tropicos. 2017. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: http://www.tropicos.org. Acceso: 18 de agosto del 2017.

Ulloa Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la Flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa (Edic. Espec., nov. 2004): 1-242.

Valencia, R.; N. Pitman; S. León-Yánez & P. M. Jørgensen (editores). 2000. Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador. Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito. 1–489 pp.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. per. biol. 11(2): 127-134.

ANEXO

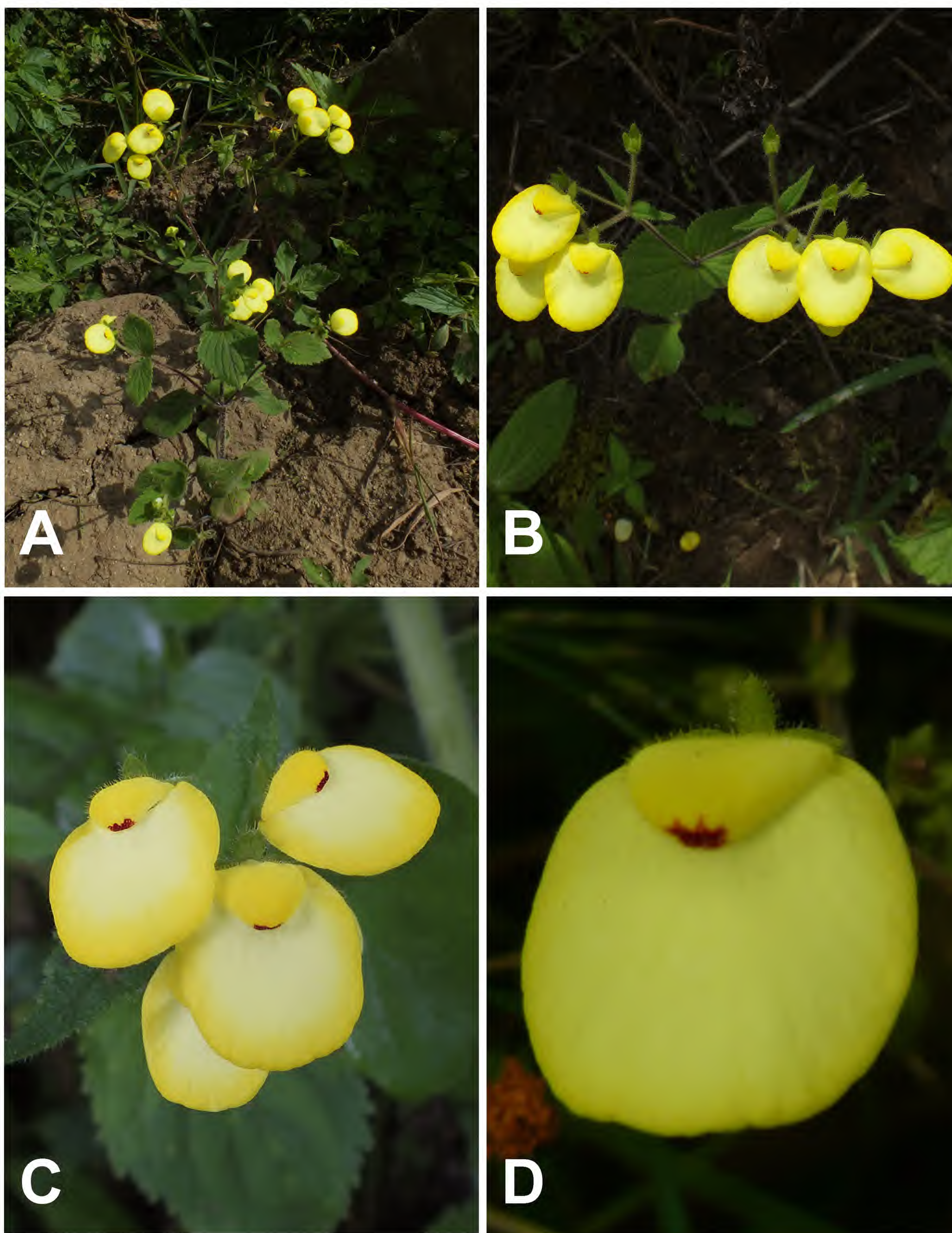


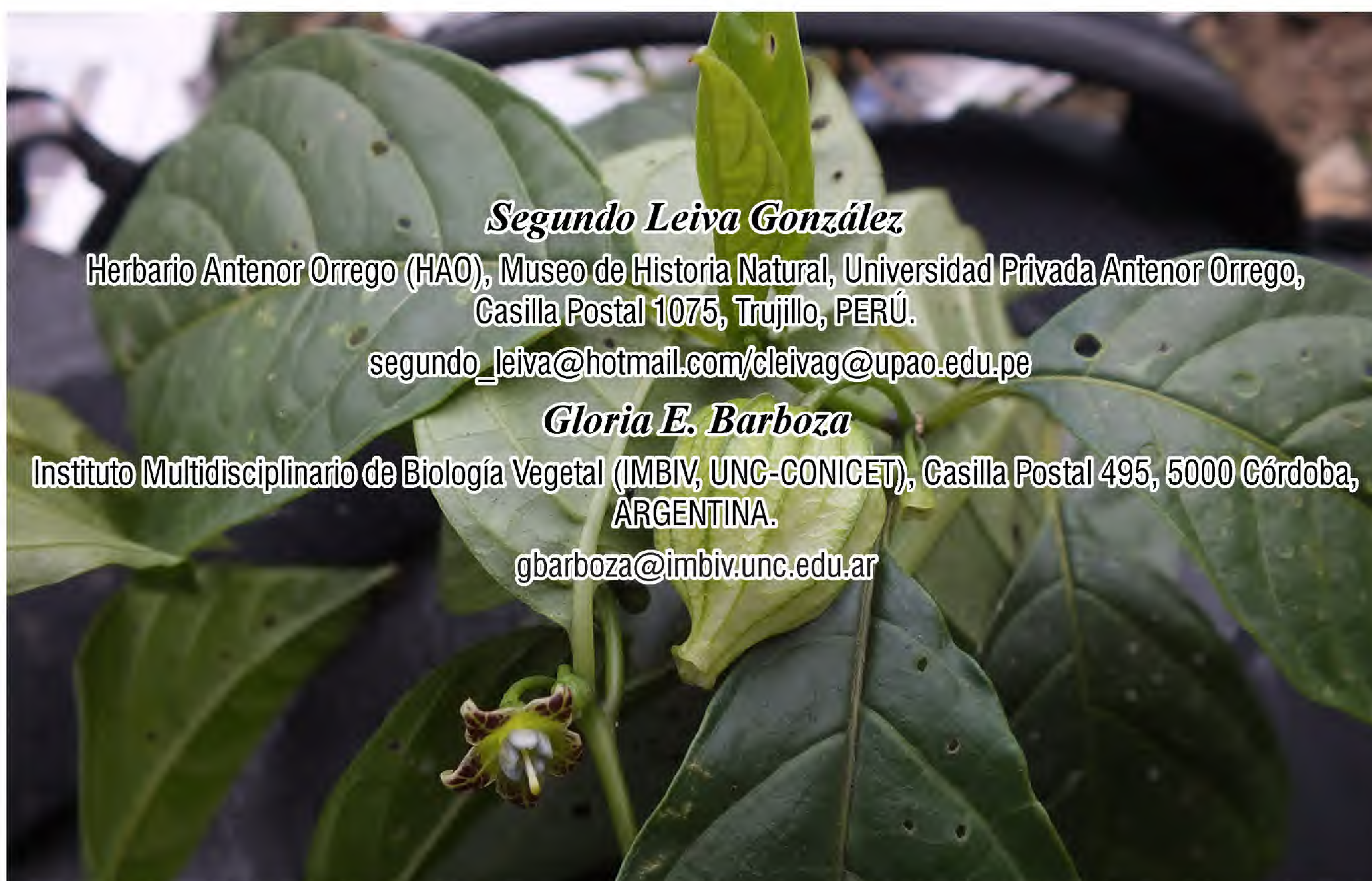
Fig. 3. *Calceolaria utricularioides* Benth. A. Rama florífera; B. Inflorescencia; C.- D. Flores en antésis mostrando mancha roja en el labio menor. (Fotografías *S. Leiva 6494*, HAO)

Arnaldoa 24 (2): 439 - 446, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24203

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Deprea micrantha (Solanaceae) una nueva especie de Ecuador

Deprea micrantha (Solanaceae) a new species from Ecuador


Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe
Gloria E. Barboza
Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (IMBIV, UNC-CONICET), Casilla Postal 495, 5000 Córdoba, ARGENTINA.
gbarboza@imbiv.unc.edu.ar



Recibido: 2-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Deprea micrantha* (Solanaceae), una nueva especie de Ecuador. *Deprea micrantha* S. Leiva & Barboza es propia de la Reserva Biológica San Francisco, km 274½ entre El Tambo y Sabanilla (ruta Zamora-Loja), prov. Zamora Chinchipe, Ecuador, entre 1874-1922 m de elevación. Se incluyen datos de su relación con otra especie afín, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre popular y usos de cada especie.

Palabras clave: *Deprea*, Solanaceae, nueva especie, Ecuador.

Abstract

Deprea micrantha (Solanaceae), a new species from Ecuador, is described and illustrated in detail. *Deprea micrantha* Barboza & S. Leiva is found in San Francisco Biological Reserve, km 274½ between El Tambo and Sabanilla (Zamora-Loja route), province of Zamora Chinchipe, Ecuador, between 1874-1922 m of elevation. We include data concerning its relation with other similar species, geographic distribution, ecology, phenology, current status, common name and uses of the species.

Keywords: *Deprea*, Solanaceae, new species, Ecuador.

Citación: Leiva, S. & G. E. Barboza. 2017. *Deprea micrantha* (Solanaceae), una nueva especie de Ecuador. Arnaldoa 24(2): 439-446. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24203

Introducción

Deprea Raf. es un género neotropical de circunscripción recientemente actualizada (Deanna *et al.*, 2015) con base en estudios taxonómicos (Deanna *et al.*, en prep.) y filogenéticos moleculares (Carrizo *et al.*, 2015). Actualmente incluye 50 especies (Deanna *et al.*, en preparación) que se distribuyen desde Costa Rica (*D. sylvarum* (Standl. & C. V. Morton) Hunz.; Sawyer, 2001) hasta Bolivia (Leiva *et al.*, 2013; 2015). Asimismo, las especies de este género comparten su hábito plagiotrópico, sus inflorescencias axilares, el cáliz con lóbulos generalmente minutos a cortos, las corolas infundibuliformes a estrelladas, los petalostemos ampliados gradualmente o abruptamente hacia su base, las anteras generalmente dorsifijas, exertas y mucronadas, el ovario glabro y las bayas carnosas que siempre están encerradas inflada- o apretadamente por el cáliz fructífero acrescente (Deanna *et al.*, 2015).

En las últimas décadas, se han intensificado progresivamente las expediciones en Colombia, Ecuador y Perú, lo que ha permitido encontrar numerosas poblaciones que difieren morfológica- y genéticamente de las restantes, describiéndose como especies nuevas (Deanna *et al.*, 2014, 2016; Leiva *et al.*, 2015). Sin embargo, la variabilidad morfológica infraespecífica ha sido escasamente analizada, siendo llamativa debido a la amplia distribución geográfica y/o variación exomorfológica de algunas especies (Leiva *et al.*, 2013; 2015).

Continuando con las exploraciones botánicas en la región sur de Ecuador, nos han permitido hallar entre las recolecciones una nueva especie de *Deprea* con caracteres muy peculiares diferentes a las descriptas hasta la fecha y que proponemos y describimos como nueva para la ciencia.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por Zophre Aguirre, P. Lozano, B. Merino, T. Delgado, M. Lozano (Herbario Reinaldo Espinosa UNL-LOJA), N. Sawyer

(WIS), en las diferentes expediciones realizadas a la Reserva Biológica San Francisco, km 274 ½ , entre El Tambo y Sabanilla (ruta Zamora-Loja), prov. Zamora, Ecuador, a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Deprea*. Las recolecciones se encuentran depositadas o serán enviadas principalmente a los Herbarios CORD, F, HAO, LOJA. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos, asimismo, para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con la especie afín.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2017).

Resultados

Deprea micrantha **S. Leiva & Barboza** sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: ECUADOR. **Prov. Zamora**, Reserva Biológica San Francisco, km 274 cerca El Tambo-Sabanilla (Ruta Zamora-Loja), 3º58'24,6" S; 79º04'37,7" W, 1922 m, 3-V-2017, *S. Leiva & G. Barboza 6533* (Holótipo: LOJA; Isótipos a ser enviados: CORD, HAO, HUT).

Diagnosis

Deprea micrantha is similar to D. dilloniana but it differs because it has anthers without incipient apical mucro, calyx glabrous externally, corolla limb 5-5.5 mm of diameter at anthesis, free portion of the staminal filaments homodynamous, berry conical whitish when mature, covered by the fructiferous calyx with the main ribs never angulate.

Arbusto (0,70-) 2,10-2,5 m de alto; ampliamente ramificado, plagiotrópico. Tallos viejos rollizos, verdosos, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, nunca ruminados, (1-) 2,8-3,1 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes a veces morados, compactos, sin lenticelas, glabros. Hojas alternas; pecíolo semirrollizo, verde, verde intenso los bordes en la superficie adaxial, glabro, 1-2 cm de longitud; lámina elíptica, ligeramente suculenta, verde oscuro, ligeramente abollada y lustrosa la superficie adaxial, verde claro, retífera y opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, acuminada en el ápice, oblicua o asimétrica en la base, entera y ligeramente repanda en el borde, 14,5-17 cm de largo por 6,9-8 cm de ancho. Flores 5-7 por nudo, no sincronizadas, axilares; pedúnculo anchamente rollizo, verde, erecto, suculento, glabro, 2-3 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro; pedicelos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, ligeramente curvados el área distal, verde, glabros, 6-7 mm de longitud. Cáliz campanulado, verde intenso los ¾ basales, amarillento el ¼ distal externamente, verdoso o verde claro interiormente, glabro externamente, pubescente rodeada por una cobertura de pelos glandulares transparentes interiormente, suculento, truncado en el borde, sobresalientes las nervaduras principales, 3-3,2 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos ampliamente triangulares, verde intenso externamente, verdoso interiormente, glabro externa e interiormente, glabros en los bordes, erectos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 0,1-0,2 mm de largo por 1,2-1,3 mm de ancho; tubo 2,5-3 mm de largo por 3,8-4 mm de diámetro. Corola campanulada-estrellada, blanquecino los ¾

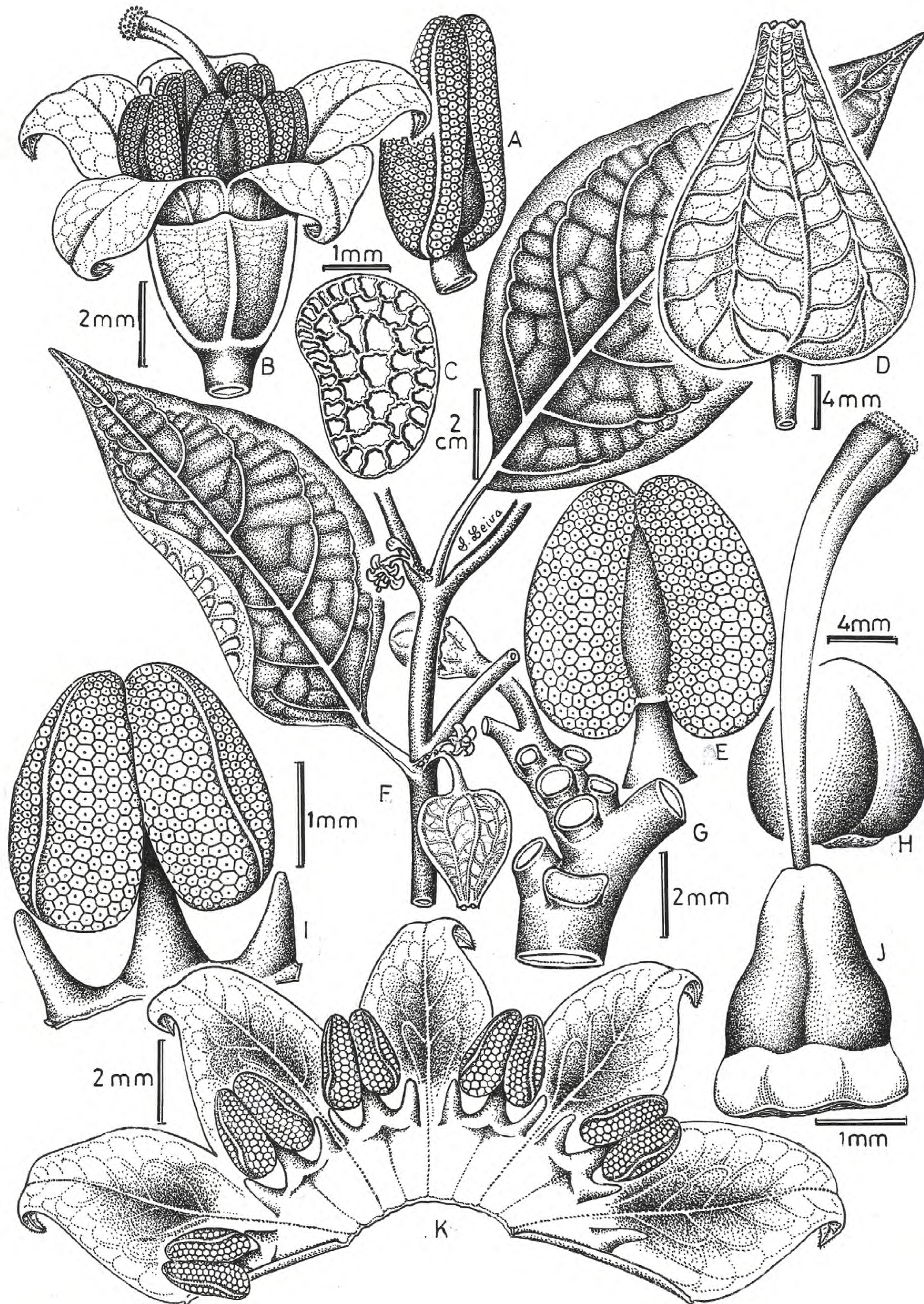


Fig. 1. ***Deprea micrantha*** **S. Leiva & Barboza.** A. Antera en vista lateral; B. Flor en antésis; C. Semilla; D. Fruto con cáliz acrescente; E. Antera en vista dorsal; F. Rama florífera; G. Pedúnculo con pedicelos; H. Baya; I. Antera en vista ventral; J. Gineceo; K. Corola desplegada. (Dibujos: *S. Leiva & Barboza 6533*, HAO-CORD).

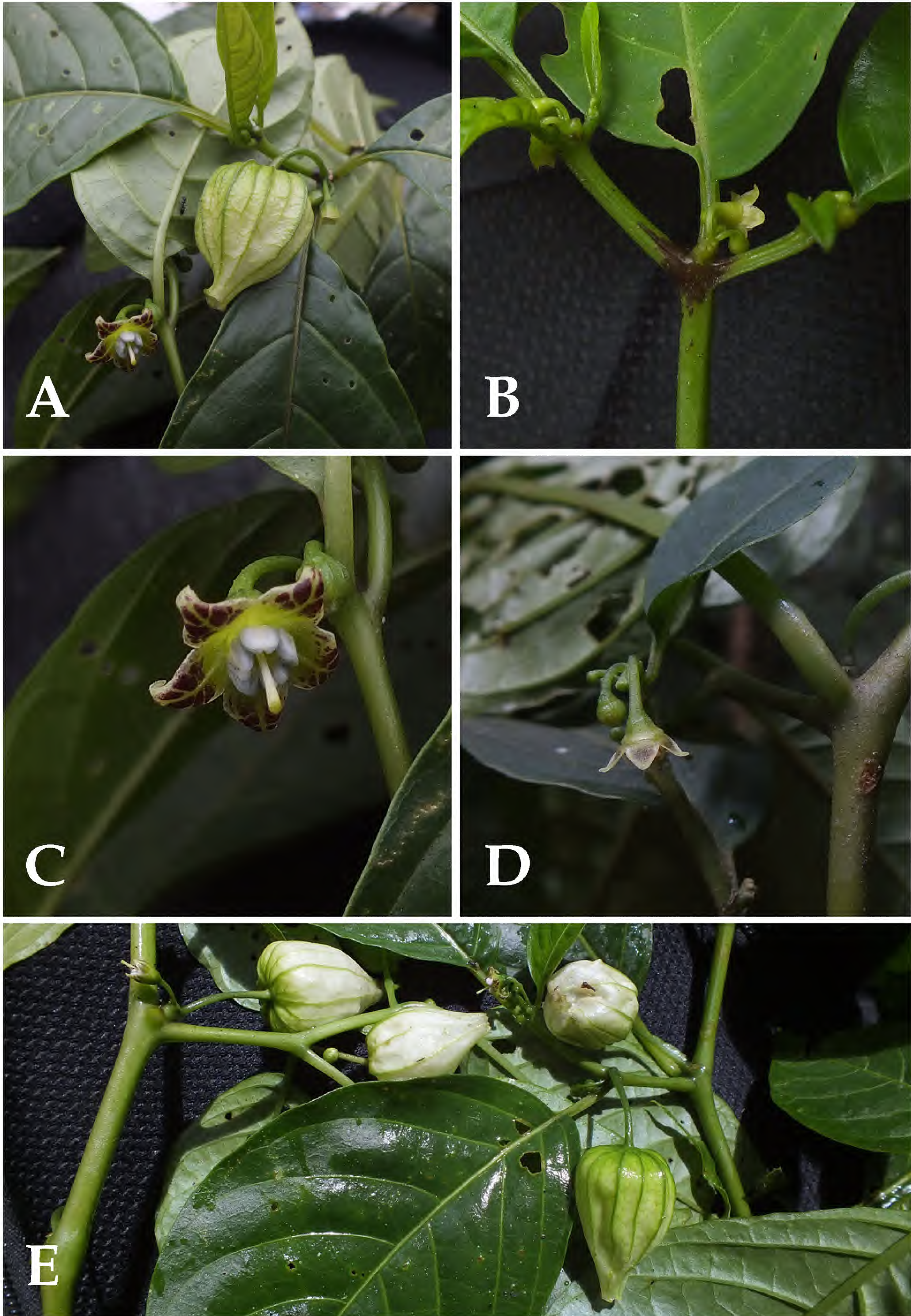


Fig. 2. *Deprea micrantha* S. Leiva & Barboza. A. Rama florífera; B. Pedúnculo y pedicelos; C. Flor en antésis; D. Flor en vista lateral; E. Fruto. (Fotografías: *S. Leiva & Barboza 6533*, HAO-CORD).

basales, verdoso el ¼ distal externamente, verdoso interiormente, glabra externa e interiormente, suculenta, sobresalientes las nervaduras principales, 8-10 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado, lóbulos triangulares, marrón o púrpura oscuro, verde intenso las nervaduras principales, blanquecino los bordes externamente, púrpura intenso, verdoso las nervaduras principales, blanquecino los bordes interiormente, glabros externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparesntes en los bordes, suculentos, reflexos en el ápice, ligeramente revolutos en el borde, sobresalientes las nervaduras principales, 3,8-4 mm de largo por 3,5-3,6 mm de ancho; tubo 3,9-4 mm de largo por 5,9-6 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanquecinos, glabros, 0,5-0,6 mm de longitud; petalostemos verdosos, glabros que terminan en dos aurículas triangulares pronunciadas 1-1,1 mm de largo por 1-1,1 mm de ancho; anteras oblongas, cremosas la superficie dorsal, amoratado la superficie abaxial, blanco cremoso las suturas, sin mucrón apical, glabras, 2-2,1 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario piriforme, verde intenso los ¾ basales, amarillento el ¼ distal, disco nectarífero verdoso poco notorio que ocupa el 10-20% del área basal del ovario, glabro, ligeramente 5-anguloso, 2,5-2,6 mm de largo por 1,9-2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, amarillento, glabro, 4,8-4,9 mm de longitud; estigma capitado, subbilobado, verde-oscuro, papiloso, 0,1-0,2 mm de largo por 0,8-0,9 mm de diámetro. Baya nutante, cónica, blanquecina, lustrosa, sin estilo, 10-10,1 mm de largo por 10-10,3 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, rodeando flojamente a la baya en toda su longitud y se abre en 5 dientes iguales en al área distal, amarillento, verdes las nervaduras principales y secundarias, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 28-29 mm de largo por 18-19 mm de diámetro. Semillas 83-90 por baya, reniformes, blandas, parduzcas, glabras, reticulado foveolado el epispermo, 3-3,2 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro. Esclerosomas 14-18 por baya, poliédricas, blanco cremosas, coriáceas, (1-) 1,5-2 mm de largo por (0,7-) 1-1,2 mm de diámetro.

Material adicional examinado

ECUADOR. **Prov. Zamora**, Reserva Biológica San Francisco, km 274 ½ cerca El Tambo-Sabanilla (Ruta Zamora Cinchipe-Loja), arbusto, 2 m de alto, 03º 59′ S; 79º 08′ W, 2000 m. 4-V-1995, *H. Borgtoft, P. Lozano & N. Aguirre 104183* (LOJA).- San Francisco sendero a Parque Nacional Podocarpus km 30 Loja-Zamora, abajo de Sabanilla. Al oeste de montaña, 04′03′ S; 97º 00′ W, 2210 m, 24-VI-1995, *N. W. Sawyer & J. Borneo 693* (CCSU, LOJA).- km 17 Loja-Zamora, quebrada navidad, arbusto 1,5 m, solo frutos, 03′58′42,5″ S; 97º 07′03″ W, 1950 m, 30-I-1996, *B. Merino & H. Borgtoft 4757* (LOJA) .- San Francisco, Parque Nacional Podocarpus, arbusto 2 m, flores ausentes, solo frutos verdes, 03º 59′ S; 79º 08′ W, 9-V-1996, *B. Merino 4880* (LOJA).- San Francisco, arbusto, flores verdosas y frutos verdes, 03º 59′21″ S; 79º 05′55″ W, 2100-2200 m, 15-I-2002, *P. Lozano, B. Merino ,T. Delgado & M. Lozano E-262* (LOJA).-San Francisco, 3º58′22,0″S 79º04′40,9″W, 1856 m, 3-V-2017, *S. Leiva & G. Barboza 6530* (CORD, HAO, HUT, LOJA).- San Francisco, 3º58′22,9″S

79º04'39,2"W, 1874 m, 3-V-2017, *S. Leiva & G. Barboza 6532* (CORD, HAO, LOJA).

Distribución y ecología: Especie neotropical con distribución relativamente restringida y aparentemente endémica a la ruta de recolección en donde es abundante. Es un integrante de la vegetación boscosa. Es una especie higrófila ya que crece en sitios húmedos; también, es ombrófila porque crece en lugares de sombra. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. También, es una especie psamófila ya que puede desarrollar en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita entre árboles, arbustos y hierbas y vive asociada con plantas de los géneros *Chusquea* Kunth (Poaceae), *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae), *Anthurium* Schott (Araceae), *Calceolaria* L. (Calceolariaceae), *Capsicum* L., *Deprea* Raf. (Solanaceae), *Cyathea* Sm. (Cyatheaceae) entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo. Pero, por habitar en zonas de alta humedad algunos individuos pueden florecer y fructificar en los últimos meses del año.

Estado actual: Utilizando los criterios de IUCN (IUCN, 2012, 2017), *D. micrantha* es considerada en Peligro Crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por la población que visita esta área geográfica. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo necesario un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al tamaño de sus flores, las mismas que son pequeñas.

Discusión

Deprea micrantha S. Leiva & Barboza es semejante a *D. dilloniana* (S. Leiva, Quip. & N. W. Sawyer) Barboza (ver Leiva *et al.*, 1998; Deanna *et al.*, 2016) ambas tienen 3-7 flores por nudo, corola campanulada rotada, lóbulos corolinos reflexos, púrpura intenso interiormente, estambres fanerostémonos, anteras blancas, estilo exerto, cáliz fructífero envuleve flojamente a la baya en toda su longitud, arbustos 0,70-3 m de alto. Pero, *D. micrantha* tiene anteras sin mucrón apical incipiente, cáliz glabro externamente, limbo corolino 5-5,5 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales homodínamos, baya cónica blanquecina a la madurez cubierta por el cáliz fructífero con las nervaduras principales nunca angulosas. En cambio, *D. dilloniana* posee anteras con mucrón apical incipiente, cáliz pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, limbo corolino 7,5-9 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales heterodínamos, baya globosa verde amarillenta a la madurez cubierta por el cáliz fructífero con las nervaduras principales angulosas dando la apariencia de cáliz rugoso.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo (Perú) por su constante apoyo

y facilidades para la realización de las expediciones botánicas, específicamente por el financiamiento a través del fondo concursable que promueve la oficina del Vicerrectorado de Investigación de la universidad (UPAO). De igual manera, nuestro agradecimiento a CONICET y SECyT-UNC (Argentina) por el apoyo económico y al Ministerio del Ambiente de Zamora-Chinchipe, por la Autorización de Investigación Científica nº 021-2017, otorgado para coleccionar en la provincia de Zamora-Chinchipe (Ecuador).

Contribución de los autores

S. L. & G. B.: Exploraciones de campo, descripción *in situ* de la especie, toma de fotografías, redacción, revisión y aprobación del manuscrito; elaboración del dibujo (S. L.).

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Carrizo, C.; G. Wahlert; C. I. Orozco; G. E. Barboza & L. Bohs. 2015. Phylogeny of the Andean genus *Deprea* (Physalideae, Solanaceae): Testing the generic circumscription. Phytotaxa 238: 71-81.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2014. Four new species and eighteen lectotypifications of *Larnax* from Ecuador and Peru and a new synonym of *Deprea orinocensis* (Solanaceae: Solanoideae, Physalideae). Phytotaxa 167: 1–34. DOI: 10.11646/phytotaxa.167.1.1.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2015. Changes in the circumscription of *Deprea* (Physalideae, Solanaceae): thirty two new combinations. PhytoKeys 46: 73–87. DOI: 10.3897/phytokeys.46.9069.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2016. A key for the re-circumscribed genus *Deprea* (Solanaceae) with descriptions of three new species from Ecuador and Peru. Systematic Botany 41 (4): 1028-1041. DOI: 10.1600/036364416X694152.

Hijmans, R. J.; L. Guarino & P. Mathur. 2012. DIVA-GIS, v. 7.5. A geographic information system for the analysis of biodiversity data. Lima: International Potato Center. Disponible en http://www.diva-gis.org/download.

IUCN. 2012. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition. Gland, Switzerland and Cambridge, UK: IUCN. iv + 32pp.

IUCN. Standards and Petitions Subcommitee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria. Version 13. Prepared by the Standards and Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/RedListGuidelines.pdf. Acceso: 30 de julio 2017.

Leiva, S.; V. Quipuscoa & N. W. Sawyer. 1998. Nuevas especies andinas de *Larnax* (Solanaceae) de Ecuador y Perú. Arnaldoa 5 (1): 83-92.

Leiva, S.; R. Deanna; G. E. Barboza & M. Cueva. 2013. Sobre la presencia del género *Larnax* (Solanaceae) en Bolivia. Arnaldoa 20: 291–300.

Leiva, S.; G. E. Barboza & R. Deanna. 2015. *Deprea auccana* y *Deprea physalidicalyx* (Solanaceae), dos nuevas especies del Noreste de Perú. Arnaldoa 22: 9-24.

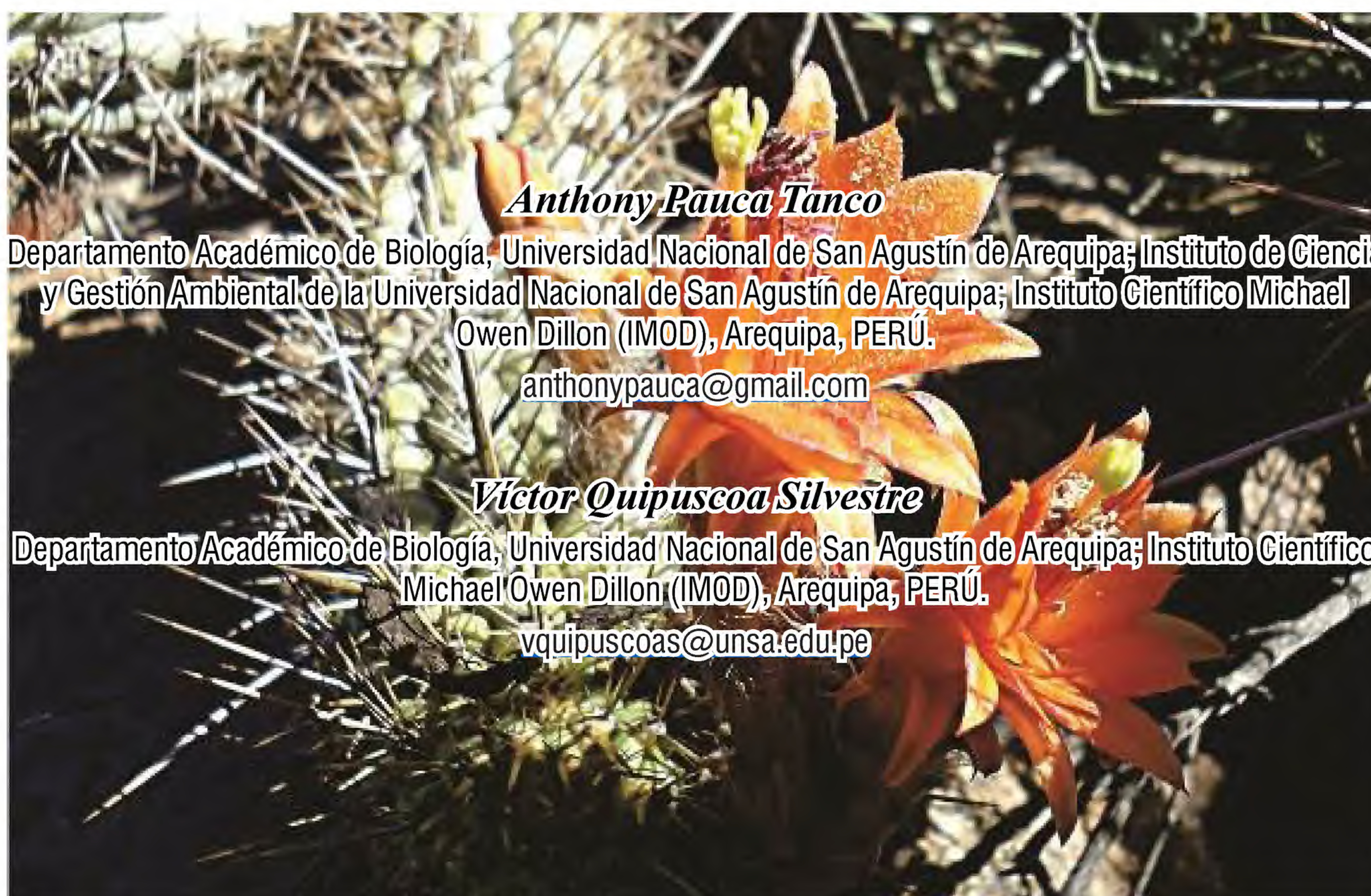
Sawyer, N. W. 2001. New species and combinations in *Larnax* (Solanaceae). Novon 11: 460–471.

Arnaldoa 24 (2): 447 - 496, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24204

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Catálogo de las cactáceas del departamento de Arequipa, Perú

Catalogue of the cacti of the departament of Arequipa, Peru



Anthony Pauca Tanco
Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa; Instituto de Ciencia y Gestión Ambiental de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa; Instituto Científico Michael Owen Dillon (IMOD), Arequipa, PERÚ.
anthonypauca@gmail.com

Víctor Quipuscoa Silvestre
Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa; Instituto Científico Michael Owen Dillon (IMOD), Arequipa, PERÚ.
vquipuscoas@unsa.edu.pe



Recibido: 2-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se presenta el catálogo de la familia Cactaceae del departamento de Arequipa, Perú, para lo cual se realizaron salidas de campo desde el año 2010 hasta el 2016, desde los 0 m hasta por encima de los 4500 m de elevación, se obtuvieron datos de herbarios nacionales y extranjeros, se revisó literatura especializada, se observaron imágenes de los tipos (HSP, F, B, K, ZZS, HEID, US y U) y se consultó a especialistas. Consta de 56 taxones no cultivados, agrupados en 2 subfamilias (Opuntioideae y Cactoideae), 7 tribus y 20 géneros. Los taxones más representativos corresponden a *Cumulopuntia* (11 spp.), *Corryocactus* (7 spp.) y *Loxanthocereus* (6 spp.); de estos, 21 taxones son endémicos, siendo los más diversos *Cumulopuntia* con 6 spp., *Loxanthocereus* con 3 spp. y *Corryocactus* con 3 spp. Los taxones se encuentran en orden alfabético y para cada taxón se consideran el nombre científico, sinónimos y basiónimos, referencias bibliográficas, hábito, ecología, distribución altitudinal, *voucher* del ejemplar, distribución departamental, distribución provincial y estatus de conservación. Además, se presenta una clave dicotómica para los géneros de Arequipa y se discuten la taxonomía y distribución.

Palabras clave: sur de Perú, lomas, clave taxonómica, Cactaceae, catálogo.

Abstract

We present the catalogue of the Cactaceae family of the department of Arequipa, Peru; for which we made field trips between years 2010 and 2016, from 0 to above 4500 m of elevation, we obtained data from national and foreign herbaria, reviewed specialized literature, observed images of the types (HSP, F, B, K, ZZS, HEID, US and U) and consulted specialists. It consists of 56 non-cultivated taxa, grouped into 2 subfamilies (Opuntioideae and Cactoideae), 7 tribes and 20 genera. The most representative taxa correspond to *Cumulopuntia* (11 spp.), *Corryocactus* (7 spp.) and *Loxanthocereus* (6 spp.); 21 of these taxa are endemic and the most diverse of them are *Cumulopuntia* with 6 spp., *Loxanthocereus* with 3 spp. and *Corryocactus* with 3 spp. The taxa are listed in alphabetical order and for each taxon is indicated the scientific name, synonyms and basionyms, bibliographic references, habit, ecology, altitudinal distribution, specimen voucher, departmental distribution, provincial distribution and conservation status. In addition, a dichotomous key is presented for the genera of Arequipa and the taxonomy and distribution are discussed.

Keywords: southern Peru, *lomas*, taxonomic key, Cactaceae, checklist.

Citación: Pauca, A. & V. Quipuscoa. 2017. Catálogo de las cactáceas del departamento de Arequipa, Perú. Arnaldoa 24(2): 447-496. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24204

Introducción

Cactaceae es una familia de plantas suculentas americanas que se distribuyen desde los 56° 15′ cerca al río Peace en British, Columbia y Alberta en Canadá (hemisferio norte), hasta los 50° en la Patagonia, Argentina (hemisferio sur). Solo una especie (*Rhipsalis baccifera*) se encuentra fuera del continente americano y se mencionan teorías de cómo este taxón pudo haberse instalado en aquellos lugares (Hoffmann, 2005). La distribución americana de Cactaceae se explicaría con la teoría de la deriva continental, la que indica que en eras pasadas los continentes formaban una sola masa de tierra llamada Pangea, la cual posteriormente, se fragmentó y dio origen a los actuales continentes, por lo que Cactaceae, en consecuencia, se originó después de que el continente americano se separara de África y Europa. Algunas teorías indican que su diferenciación ocurrió a términos del Cretácico (hace unos 65 millones de años), mientras que otras indican su aparición hace unos 100-90 millones de años. Recientemente los

estudios de ADN de cloroplasto sostienen que su origen ocurrió hace 30 millones de años en los Andes centrales de Sudamérica, donde posteriormente hace 5-10 millones de años se diversificaron en tres direcciones: al sur de Sudamérica, este de Brasil y norte América (Anderson, 2001; Wallace & Dickie, 2002; Hoffmann, 2005; Griffith & Porter, 2009; Arakaki *et al*. 2011).

Tradicionalmente Cactaceae es dividida en 3 subfamilias: 1) Pereskioideae, la cual presenta los caracteres más primitivos de la familia, como es la presencia de hojas persistentes, 2) Opuntioideae, caracterizado por presentar hojas caducas, gloquídios y poseer una estructura única en sus semillas (arilo) y 3) Cactoideae, considerada la subfamilia con caracteres más recientes, no presenta hojas (Britton & Rose, 1920; Barthlott & Hunt, 1993). Otros autores consideran además la subfamilia Maihuenioideae con un solo género *Maihuenia*, el cual se caracteriza por poseer plantas cespitosas y hojas persistentes (Anderson, 2001).

Los tratados en Cactaceae se inician con Schumann (1897-1898), que reconoce 672 especies en 21 géneros. Más adelante Britton & Rose (1918-1922) consideran 124 géneros con 1235 especies, para Backeberg (1977) son 236 géneros con más de 3000 especies, Anderson (2001) 125 géneros y 1810 especies, Smith (2004) 125 géneros y 1900 especies, Simpson (2006) 97 géneros con 1400 especies y Hunt *et al*. (2006) 124 géneros y 1816 especies. Para Perú, Rauh (1957) menciona 37 géneros y 251 especies, Ritter (1981) 38 géneros y 261 especies, Brako & Zarucchi (1993) 40 géneros y 247 especies, Anderson (2001) 40 géneros y 193 especies, Hunt *et al*., (2006) 38 géneros y 172 especies y Ostolaza (2015) 40 géneros con 262 especies; en cuanto a endémicas Arakaki *et al*. (2006) señala 6 géneros endémicos (*Calymnanthium, Lasiocereus, Matucana, Mila, Oroya y Pygmaeocereus*) con 199 especies endémicas de Perú. En Arequipa Backeberg (1958-1962) menciona 15 géneros y 47 especies, Ritter (1981) 15 géneros y 42 especies, Brako & Zarucchi (1993) 15 géneros con 39 especies, Ostolaza (2015) 19 géneros y 45 especies. Arakaki *et al*. 2006 considera 20 especies endémicas.

Los factores edáficos y climatológicos, más las características geográficas de Arequipa, como la presencia de numerosos volcanes y glaciares, el relieve volcánico, la presencia de los valles y cañones probablemente los más profundos del planeta y el tablazo desértico, el cual termina en una cordillera costanera que da lugar a formaciones llamadas “lomas”, han determinado una barrera para la distribución de plantas en Sudamérica, factores que sustentan la alta diversidad y entre ellas, especies de Cactaceae en Arequipa (Galán de Mera, 2009; Quipuscoa & Huamantupa, 2010).

Todos estos datos demuestran que Cactaceae está bien representada en Arequipa, pero es necesario más datos para entender su diversidad y distribución. Este trabajo es una aproximación o referencia a la cantidad de géneros y especies, así como, su distribución geográfica y altitudinal. Es necesario realizar revisiones taxonómicas en la mayoría de taxones para definirlas y contribuir a su conservación.

Material y métodos

Se realizaron salidas de campo desde el año 2010 hasta el 2016, abarcando desde los 0 m hasta > 4,500 m, para obtener datos geográficos, morfológicos y tomar fotografías. Se anotaron características como: hábito, altura, número de costillas, color de las flores y frutos, nombre común y usos; además datos del hábitat, especies asociadas, procedencia, localización, altitud, fecha; así mismo, se tomaron fotografías de los caracteres del taxón y hábitats. Para la determinación de los taxones se usó

bibliografía especializada, observación de imágenes de los tipos (HSP, F, B, K, ZZS, HEID, US y U) y consulta a especialistas. Para el caso de distribución altitudinal y geográfica, se realizaron revisiones bibliográficas y consulta de páginas webs especializas (gbig.com). Posteriormente, toda la información se analizó y se elaboró una clave taxonómica y el catálogo en orden alfabético; los datos fueron ordenados de acuerdo al modelo de Brako & Zarucchi (1993), para la categorización de especies se usó la resolución ministerial N° 0505-2016-MINAGRI de especies amenazadas del Perú.

Clave para la determinación de subfamilias, tribus y géneros presentes en el departamento de Arequipa

a) Hojas vestigiales en brotes jóvenes. Areolas con gloquídios. Semillas con arilo……………………………………………………………………………**I. Subfamil. Opuntioideae**

1. Tallos aplanados, cuando cilíndricos estos no sobrepasan los 3 cm de diámetro……………………………………………………………(Opuntieae) 2

2. Plantas de hasta 15 cm de alto o postrados. Tallos aplanados a veces subteretes. Estilo y estigma verde. Fruto dehiscente por una apertura longitudinal. Distribuido por encima de los 3300 m………………………………………………*Tunilla*

2'. Plantas mayores a 15 cm de alto, laxos. Tallos aplanados, cilíndricos o teretes. Estilo y estigma nunca verde. Fruto indehiscente. Distribuido desde los 400 hasta los 3000 m…………………………………………………………*Opuntia*

1'. Tallos teretes, globulares, cuando cilíndricos superan los 3 cm de diámetro………………………………………………………………………3

3. Espinas cubiertas con un estuche papiráceo..........(Cylindropuntieae) *Cylindropuntia*

3'. Espinas sin estuche papiráceo…………………………………(Tephrocacteae) 4

4. Tallos con crecimiento definido y articulados (artejos)……………*Cumulopuntia*

4'. Tallos con crecimiento indefinido y continuos……………*Austrocylindropuntia*

b) Hojas ausentes. Areolas sin gloquídios. Semillas sin arilo……………………………………………………………**II. Subfamil. Cactoideae**

1. Pericarpelo, tubo del perigonio y fruto cubierto con escamas y pelos, a veces con espinas y/o cerdas (si el tubo del perigonio solo presenta escamas, entonces el tallo es globular o cilíndrico; sin cefalio; el fruto seco y dehiscente – *Matucana haynei* subsp. *hystrix*)…………………………………………………………………2

2. Pericarpelo, tubo del perigonio y frutos cubiertos con escamas, pelos, cerdas y/o espinas. (Cuando el pericarpelo y tubo del perigonio solo presenta escamas y pelos, entonces la flor es de 2-4 cm de largo; areolas cercanas al ápice del tallo cubiertos con pelos blancos – *Eulychnia ritteri*)…………………………………………………………………3

3. Areolas florales ubicadas en el ápice del tallo. Pericarpelo y tubo del perigonio

cubiertos con escamas, pelos y cerdas. Fruto seco, cubierto con pelos y/o cerdas, a veces solo en el ápice…………...….......................Notocacteae (*Islaya*)

3′. Areolas florales no apicales. Pericarpelo y tubo del perigonio cubiertos por escamas, pelos, cerdas y/o espinas. Frutos con pulpa, por lo general cubiertos con escamas, pelos y/o espinas………......................…………..(Echinocereae) 4

4. Areolas de floración con crecimiento continuo…............….....*Neoraimondia*

4′. Areolas de floración sin crecimiento continuo……………..............……....5

5. Tallos articulados. Flores nocturnas, blancas…....................*Armatocereus*

5′. Tallos no articulados. Flores diurnas, anaranjadas, rojas, amarillas o rosadas……………………….............................…………...…………..6

6. Plantas con ramificación basítona, a veces rizomatosos. Tépalos anaranjados, rojos o amarillos. Pericarpelo y tubo del perigonio cubiertos con escamas, pelos y espinas. Fruto cubierto con pelos y espinas………..*Corryocactus*

6′. Plantas con ramificación mesotónica. Tépalos rosados. Pericarpelo y tubo del perigonio cubiertos con escamas y pelos. Fruto cubierto con escamas y pelos….........................…...............................*Eulychnia*

2′. Pericarpelo, tubo del perigonio y frutos cubiertos solo con escamas y pelos………………………………..............……………………..… (Trichocereae) 7

7. Plantas adultas con tallos globulares, cilíndricos, decumbentes o ascendentes, no superan los 90 cm de alto..…..8

8. Flores rojas o anaranjadas, a veces rosadas, diurnas……….......................…..9

9. Tallos globulares, a veces cilíndricos, de hasta 20 cm de alto……............10

10. Areolas de floración en el ápice del tallo. Flores zigomorfas. Pericarpelo y tubo del perigonio solo con escamas. Frutos secos, dehiscentes………...…..*Matucana*

10′.Areolas de floración laterales al tallo. Flores actinomorfas. Pericarpelo y tubo el perigonio con pelos escamas. Fruto jugoso, indehiscente…...............................……….................................…..*Lobivia*

9′. Tallos inicialmente erectos, decumbentes o ascendentes, de hasta 40 cm de alto o largo……………........……………….......................................….11

11.Areolas de floración ubicadas cerca del ápice del tallo. Fruto seco, dehiscente...*Oreocereus*

11′.Areolas de floración distales al ápice del tallo. Fruto jugoso indehiscente…………..........…..............................….….....*Loxanthocereus*

8′. Flores blancas, nocturnas……..............………...........…………………….....12

12. Plantas pequeñas, de hasta 10 cm de alto. Raíces

napiformes…..*Pygmaeocereus*

12′.Plantas de hasta 70 cm de alto y 1 m de largo. Raíces fibrosas………...*Haageocereus*

7′. Plantas adultas erectas, columnares, superan 1 m de alto….……........…........…13

13. Plantas con abundante pelo sobre los tallos. Fruto seco, dehiscente por un poro basal…………………………….........…........................………*Oreocereus*

13′. Plantas con escasos pelos. Fruto jugoso, dehiscencia a través de un poro apical o apertura longitudinal………………...………..........................…..…...14

14. Flores largas (15-17 cm de largo), infundibuliformes. Fruto cubiertos con pelos largos, negros o pardos, dehiscencia longitudinal……………………….............………….........…...*Trichocereus*

14′.Flores cortas (9-12 cm de largo), tubo en forma de S. Fruto con pelos cortos, parduscos o blanquecinos, dehiscencia a través de un poro apical……….……….........................…..........…..*Weberbauerocereus*

1′. Pericarpelo y tubo del perigonio cubiertos solo por escamas. Frutos desnudos o cubiertos por escamas……………………………………………...................(Cereeae) 15

15. Plantas arborescentes. Flores nocturnas, blancas, sin cefalios……..........*Browningia*

15′. Plantas globulares. Flores diurnas, rosadas, con cefalios……….........….*Melocactus*

CATÁLOGO

Armatocereus **Backeb.**

En Perú y Ecuador. Se reconocen 7 especies, de las cuales 6 se distribuyen en Perú; 2 en Arequipa.

Armatocereus riomajensis Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg, 1959: 901; Anderson, 2001: 116; Ostolaza, 2006: 148.

Endémico de Perú.

Cactus erecto columnar.

Andino II; pendientes rocosas, matorrales.

2000-3000 m.

Voucher: Rauh s. n. (UCBG).

AR y MO.

Prov: Arequipa, Castilla, Caravelí, Condesuyos y La Unión.

Armatocereus matucanensis Backeb.

Sin. y Bas: *Lemaireocereus matucanensis* Britton & Rose, *Armatocereus arboreus* Rauh & Backeb., *Armatocereus churinensis* Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg, 1959: 902; Anderson, 2001: 115; Ostolaza, 2006: 146.

Endémico de Perú.

Cactus arborescente, columnar.

Lomas, pendientes.

300-1100 m.

Voucher: Laura 166 (HUSA).

Reg. AR, AY, IC y LI.

Prov: Caravelí.

Austrocylindropuntia **Backeb.**

En Argentina, Bolivia, Ecuador y Perú.

Se reconocen 7 especies, de los cuales 4 se distribuyen en Perú; 2 en Arequipa.

Austrocylindropuntia floccosa (Salm-Dyck) F. Ritter

Sin. y Bas: *Austrocylindropuntia lagopus* fo. *rauhii* (Backeb.) F. Ritter, *Austrocylindropuntia lauliacoana* F. Ritter, *Austrocylindropuntia machacana* F. Ritter, *Austrocylindropuntia tephrocactoides* Rauh & Backeb., *Cylindropuntia tephrocactoides* (Rauh & Backeb.) Rauh & Backeb., *Opuntia crispicrinita* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia crispicrinita* var. *cylindracea* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia cylindrolanata* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia floccosa* var. *crassior* (Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia floccosa* var. *ovoides* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia pseudo-udonis* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia rauhii* (Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia tephrocactoides* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia udonis* Weing., *Opuntia verticosa* Weing., *Tephrocactus atroviridis* Backeb., *Tephrocactus atroviridis* var. *longicylindricus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus atroviridis* var. *parviflorus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus atroviridis* var. *paucispinus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus crispicrinitus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus crispicrinitus* var. *cylindraceus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus cylindrolanatus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus floccosus* (Salm-Dyck) Backeb., *Tephrocactus floccosus* subvar. *aurescens* Rauh & Backeb., *Tephrocactus floccosus* var. *aurescens* Rauh & Backeb., *Tephrocactus floccosus* var. *crassior* Backeb., *Tephrocactus floccosus* var. *cylindraceus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus floccosus* var. *flavicomus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus floccosus* var. *ovoides* Rauh & Backeb., *Tephrocactus pseudo-udonis* Rauh & Backeb., *Tephrocactus rauhii* Backeb., *Tephrocactus udonis* Backeb., *Tephrocactus verticosus* Backeb.

Ref. Britton, N. L. & J. N. Rose, 1919: 86; Ritter, F., 1981: 1244; Brako y Zarucchi, 1993: 299; Anderson 2001: 124; Ostolaza, 2011: 56.

Plantas arbustivas, formando cojines.

Pendientes rocosas, Andino II -III

3000->4500 m

Voucher: desconocido, s.n. (K); Hutchison 1251 (US).

AP, AR, AY, CA, CU, HU, JU, LI, LL y PU

Prov.: Arequipa, La Unión, Caylloma y Caravelí.

Austrocylindropuntia subulata subsp. ***exaltata*** (A. Berger) D.R. Hunt

Sin y Bas. *Austrocylindropuntia exaltata* (A. Berger) Backeb., *Austrocylindropuntia subulata* (Muehlenpf.) Backeb., *Cylindropuntia exaltata* (A. Berger) Backeb., *Cylindropuntia subulata* (Muehlenpf.) F. M. Knuth, *Opuntia exaltata* A. Berger, *Pereskia subulata* Muehlenpf.

Ref. Hunt, 2006: 33; Ostolaza, 2011: 101.

Plantas arbustivas-arborescentes.

Andino II.

1800-3500 m.

Voucher: desconocido, s.n. (U).

Argentina, Bolivia y Perú.

AN, AR, AY, CU, JU y PU.

Prov: Arequipa, La Unión y Caylloma.

***Browningia* Britton & Rose**

En Chile, Colombia, Ecuador y Perú. Se reconoce 11 especies, de los cuales 9 se distribuyen en Perú; 2 en Arequipa.

Browningia candelaris (Meyen) Britton & Rose

Bas. *Cactus candelaris* Meyen, *Cereus*

candelaris Meyen

Ref. Britton & Rose, 1920: 63; Anderson, 2001: 134; Ostolaza, 2015: 512.

Plantas arborescentes.

Andino II, pendientes rocosas.

1650-3300 m.

Voucher: Ritter 192 (ZSS); Solomon, 2872 (MO); Stafford, 855 (K).

AR, AY, IC, LI y TA.

Prov: Arequipa, Castilla, Caravelí.

Est. Conserv. VU

Browningia viridis (Rauh & Backeb.) Buxb.

Bas. *Azureocereus ciliisquamus* F. Ritter, *Azureocereus viridis* Rauh & Backeb.

Ref. Ritter, 1981: 1323; Anderson, 2001: 136; Ostolaza, 2016: 516.

Endémico de Perú.

Plantas arborescentes.

Andino II, pendientes rocosas, valles áridos.

1800-1900 m.

Voucher: Ritter 669 (ZSS).

AP, AR y AY.

Prov: La Unión.

***Corryocactus* Britton & Rose**

En Bolivia, Chile y Perú. Se reconocen 30 especies, de las cuales 22 se distribuyen en Perú; 6 en Arequipa.

Corryocactus acervatus F. Ritter

Ref. Ritter 1981: 1287; Brako & Zarucchi 1993: 274.

Endémico de Arequipa

Planta arbustiva erecta.

Andino II. Pendientes rocosas, matorrales.

3000-3500 m.

Voucher: Ritter 558 (ZSS).

AR

Prov: Caravelí.

Corryocactus aureus (Meyen) Hutchison

Bas. *Cactus aureus* Meyen, *Cereus aureus* Meyen, *Cereus meyenii* (Britton & Rose) Werderm., *Cleistocactus aureus* (Meyen) A. Weber., *Echinocactus aureus* (Meyen) Pfeiff., *Erdisia meyenii* Britton & Rose.

Ref. Ritter 1981: 1279; Brako & Zarucchi, 1993: 275.

Endémico de Perú.

Planta arbustiva, erecta, con tallos subterráneos.

Andino II. Valles áridos, matorrales y pendientes rocosas.

2000-3000 m.

Voucher: Hutchinson, 7224 (MO); Ritter, 269 (ZSS); Rose, 18801 (US).

AR y MO.

Prov: Arequipa, La Unión.

Corryocactus brachypetalus (Vaupel) Britton & Rose

Bas. *Cereus brachypetalus* Vaupel

Ref. Britton & Rose, 1920: 67; Backeberg 1959: 848; Ritter 1981: 1279; Brako & Zarucchi, 1993: 275; Anderson, 2001: 183; Ostolaza, 2011: 95.

Endémico de Perú.

Planta erecta, ramificada.

Lomas.

50-1000 m.

Voucher: Hutchinson, 7225 (MO); Ritter, 271 (ZSS); Weberbauer, 1549 (B).

AR e IC.

Prov: Camaná, Caravelí e Islay.

Est. Con. VU

Corryocactus brevistylus (K. Schum. ex Vaupel) Britton & Rose

Sin y Bas. *Cereus brevistylus* K. Schum. ex Vaupel., *Corryocactus krausii* Backeb.

Ref. Britton & Rose, 1920: 66; Ritter, 1981: 1279; Brako & Zarucchi, 1993: 275; Anderson, 2001: 183, Ostolaza, 2011: 96.

Planta erecta, ramificada.

Andino II. Valles áridos, matorrales y pendientes rocosas.

2000-3500 m.

Voucher: desconocido, s.n. (US); Hutchinson, 1275 (F); West, 7154 (MO); Eyerdam, 22138 (K).

Chile y Perú

AR, MO y TA.

Prov: Arequipa, Caravelí, Caylloma, La Unión, Castilla.

Est. Conserv. VU

Corryocactus brevistylus subsp. ***puquiensis*** (Rauh & Backeb.) Ostolaza

Sin. *Corryocactus brevistylus* var. *puquiensis* (Rauh & Backeb.) F. Ritter., *Corryocactus pachycladus* Rauh & Backeb., *Corryocactus puquiensis* Rauh & Backeb.

Endémico de Perú.

Ref. Ritter, 1981: 1279; Brako & Zarucchi, 1993: 276; Anderson, 2001: 183.

Planta erecta, ramificada.

Andino II. Valles áridos, matorrales y pendientes rocosas.

2500-3000 m.

Voucher: Ritter, 766 (ZSS); Rauh, K48 [1954] (ZSS).

AR y AY.

Prov: Arequipa, Caravelí y Caylloma.

Corryocactus dillonii A. Pauca & Quip.

Endémico de Arequipa.

Ref. Pauca & Quipuscoa, 2015: 313.

Planta erecta, rizomatosa.

Lomas, suelos arenosos.

850-900 m.

Voucher: A. Pauca, 366 (HSP).

AR

Prov: Islay

Est. Conserv. EN

Corryocactus prostratus F. Ritter

Ref. Ritter, 1981: 1283; Brako & Zarucchi, 1993: 276.

Endémico de Arequipa.

Planta arbustiva.

Andino II. Valles áridos, matorrales.

1500-3000 m.

Voucher: Ritter, 180 (U).

AR

Prov: Caravelí.

***Cumulopuntia* F. Ritter**

En Argentina, Bolivia, Chile y Perú. Se reconocen 22 taxones, de los cuales 15 se distribuyen en Perú; 11 en Arequipa.

Cumulopuntia boliviana subsp. ***ignescens*** (Vaupel) D. R. Hunt

Sin y Bas. *Cumulopuntia ignescens* (Vaupel) F. Ritter., *Opuntia ignescens* Vaupel., *Maihueniopsis bolivianum* (Salm-Dyck) R. Kiesling *subsp. ignescens.*

Ref. Ritter 1980: 880; Hunt *et al.*, 2006: 68.

Planta formando cojines densos.

Andino II y III. Pajonales.

3200 – 4100 m.

Voucher: Ritter, 551 (ZSS); Solomon, 2917 (MO).

AR, MO y TA.

Prov: Arequipa, Caylloma, Condesuyos, La Unión.

Cumulopuntia corotilla (K. Schum. ex Vaupel) E. F. Anderson

Sin y Bas. *Cumulopuntia ignota* (Backeb.) F. Ritter, *Opuntia campestris* Britton & Rose, *Opuntia corotilla* K. Schum. ex Vaupel., *Opuntia corotilla* var. *aurantiaciflora* (Rauh & Backeb.) G.D. Rowley, *Opuntia ignota* Britton & Rose, *Tephrocactus corotilla* (K. Schum. ex Vaupel) Backeb., *Tephrocactus corotilla* var. *aurantiaciflorus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus campestris* Backeb.

Ref. Backeberg, 1958: 298; Brako & Zarucchi, 1993: 299; Anderson, 2001: 200.

Endémico de Arequipa.

Planta arbustiva-baja.

Andino II, Andino III. Pendientes rocosas, matorrales.

2600-3800 m.

Voucher: Hoxey, 710.03 (KEW);

AR

Prov. Arequipa, La Unión.

Est. Conserv. VU

Cumulopuntia ignota (Britton & Rose) Ritter.

Sin y Bas. *Opuntia ignota* Britton & Rose, *Tephrocactus ignotus* Backeb.

Ref. Britton & Rose, 1919: 99.

Endémico de Arequipa.

Planta formando pequeños cojines.

Andino III. Pajonales

3400-3800 m

Voucher: Rose, 18974 (US).

AR

Prov. Arequipa

Cumulopuntia leucophaea (Phil.) Hoxey

Sin y Bas. *Opuntia leucophaea* Phil., *Opuntia staffordae (Bullock) Backeb.*

Ref. Hoxey 2009; Hunt 2014: 203.

Plantas formando cojines laxos.

Lomas, suelos arenosos.

200-1050 m

Voucher:

AR y MO

Prov: Camaná e Islay.

Cumulopuntia mistiensis (Backeb.) E. F. Anderson

Sin y Bas. *Opuntia mistiensis* (Backeb.) GD Rowley., *Tephrocactus mistiensis* Backeb.

Ref. Backeberg, 1958: 344; Brako & Zarucchi 1993: 300; Anderson 2001: 201.

Endémico de Perú.

Planta semi laxa o formando cojines.

Andino III. Pendientes rocosas, matorrales.

3500-4000 m.

Voucher:

AR y MO.

Prov: Arequipa.

Est. Conserv. VU

Cumulopuntia multiareolata (F. Ritter) F. Ritter

Bas. *Tephrocactus multiareolatus* F. Ritter.

Ref. Ritter 1981: 1252

Endémico de Arequipa.

Planta que forman pequeños cojines

Andino I y II. Pendientes rocosas, rodales de cactáceas.

1200-2800 m

Voucher: Ritter, 275 (ZSS).

AR

Prov. Caravelí.

Cumulopuntia sphaerica (Foerster) E. F. Anderson

Sin y Bas. *Cumulopuntia kuehnrichiana* (Werderm. & Backeb.) F. Ritter, *Cumulopuntia rauppiana* (K. Schum.) F. Ritter, *Cumulopuntia berteri* Ritter, *Opuntia dimorpha* Foerster, *Opuntia sphaerica* Foerster, *Opuntia kuehnrichiana* var. *applanata* Werderm. & Backeb., *Opuntia kuehnrichiana* Werderm. & Backeb., *Opuntia mira* (Rauh & Backeb.) G.D. Rowley, *Opuntia rauppiana* K. Schum., *Opuntia sphaerica* var. *rauppiana* (K. Schum.) G. D. Rowley, *Tephrocactus campestris* (Britton & Rose) Backeb., *Tephrocactus dimorphus* Backeb., *Tephrocactus kuehnirichianus* Backeb., *Tephrocactus mirus* Rauh & Backeb., *Tephrocactus sphaericus* Backeb., *Tephrocactus sphaericus* var. *rauppianus* (K. Schum.) Backeb.

Ref. Britton & Rose, 1919: 96; Brako & Zarucchi, 1993: 301; Anderson, 2001: 202; Ostolaza, 2011: 108.

Planta arbustiva-baja.

Lomas, Andino I, Andino II, Andino III. Matorrales, pendientes rocosas.

800-4000 m.

Voucher: Stafford 856 (K); Hutchinson 1265 (MO).

AR, IC, LI, MO y TA.

Prov: Arequipa.

Cumulopuntia tumida F. Ritter

Sin. *Opuntia tumida* (F. Ritter) D. R. Hunt

Ref. Ritter 1981: 1254; Anderson 2001: 203.

Endémico de Arequipa.

Planta arbustiva, laxa.

Lomas. Pendientes rocosas.

500 – 2700 m.

Voucher: Ritter, 1324 (U). Laura, 173 (HUSA).

AR

Prov: Caravelí.

Est. Conserv. VU

Cumulopuntia unguispina F. Ritter

Sin y Bas. *Cumulopuntia unguispina* var. *major* F. Ritter, *Opuntia sphaerica* var. *unguispina* (Backeb.) G.D. Rowley, *Opuntia unguispina* Backeb., *Tephrocactus sphaericus* var. *unguispina* Backeb.

Ref. Backeberg, 1958: 297; Ritter 1981: 1251; Anderson 2001: 203.

Endémico de Arequipa.

Plantas postradas-semierectas.

Andino I. Valles áridos, matorrales, pendientes rocosas.

500-2000 m.

Voucher: Ritter 121b, (U).

AR

Prov: Arequipa.

Cumulopuntia zehnderi (Rauh & Backeb.) F. Ritter

Sin y Bas. *Cumulopuntia alboareolata* (Lem.) F. Ritter, *Opuntia zehnderi* (Rauh & Backeb.) G. D. Rowley, *Tephrocactus alboareolatus* F. Ritter, *Tephrocactus zehnderi*

Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg 1958: 328; Ritter 1981: 1249; Brako & Zarucchi 1993: 302; Anderson 2001: 203.

Endémico de Arequipa.

Plantas formando cojines.

Andino III.

3000 – 3500 m.

Voucher: Ritter 184 (ZSS).

AR.

Prov: Caravelí.

Est. Conserv. NT

***Cylindropuntia* (Engelm.) F. M. Knuth**

En México y EEUU. Introducido en Sudamérica. Se reconoce 31 especies, de los cuales 2 se distribuyen en Perú; 2 en Arequipa.

Cylindropuntia tunicata (Lehm.) F. M. Knuth

Bas. *Opuntia tunicata* (Lehm.) Pfeiff.

Ref. Britton & Rose, 1919: 65; Anderson, 2001: 214; Ostolaza, 2011: 113.

Planta arbustiva, muy ramificada.

Lomas, Andino I, Andino II. Valles áridos, pendientes rocosas.

500-3200 m.

Voucher: Erdis, s. n. (US); Solomon, 3090 (MO).

AR, AY, CU, MO.

Prov: Caravelí, Islay, La Unión.

Cylindropuntia rosea (DC.) Backeb.

Bas. *Opuntia rosea DC.*

Ref. Anderson, 2001: 212; Ostolaza, 2011: 111.

Planta arbustiva, muy ramificada.

Lomas. Valles áridos, pendientes rocosas.

900-2600m.

Voucher: Laura, 168 (HUSA).

AR, CU y MO.

Prov: Caravelí y La Unión.

***Islaya* Backeb.**

En Perú se reconoce 3 taxones; 2 especies en Arequipa.

Islaya divaricatiflora F. Ritter

Bas. *Neoporteria islayensis* var. *divaricatiflora* (F. Ritter) Donald & G. D. Rowley.

Endémico de Arequipa.

Ref. Ritter, 1981: 1298

Planta globular.

Lomas.

900 m.

Voucher: Ritter, 568 (ZSS).

AR.

Prov: Camaná.

Islaya islayensis Backeb.

Sin y Bas. *Echinocactus islayensis* Foerster, *Echinocactus lindleyi* Foerster, *Echinocactus molendensis* Vaupel, *Eriosyce islayensis* (C.F.Först.) Katt., *Islaya bicolor* Akers & Buining, *Islaya brevicylindrica* Rauh & Backeb., *Islaya copiapoides* Rauh & Backeb., *Islaya copiapoides* var. *chalaensis* F. Ritter, *Islaya copiapoides* var. *pseudomollendensis* F. Ritter, F. Ritter, *Islaya flavida* F. Ritter, *Islaya grandiflorens* Rauh & Backeb., *Islaya grandiflorens* Rauh & Backeb., *Islaya grandiflorens* var. *spinosior* Backeb., *Islaya grandiflorens* var. *tenuispina* Rauh & Backeb., *Islaya islayensis* var. *copiapoides* (Rauh & Backeb.) F. Ritter, *Islaya islayensis* var. *minor* (Backeb.) F. Ritter, *Islaya krainziana* F. Ritter, *Islaya maritima* F. Ritter,

Islaya minor Backeb., *Islaya minuscula* F. Ritter., *Islaya molendensis* Backeb., *Islaya omasensis* Ostolaza & Mischler., *Islaya paucispina* Rauh & Backeb., *Islaya paucispina* var. *copiapoides* F. Ritter., *Islaya paucispina* var. *curvispina* Rauh & Backeb., *Islaya paucispinosa* Rauh & Backeb., *Islaya roseiflora* Hoffm., *Islaya unguispina* F. Ritter., *Malacocarpus islayensis* (Foerster) Britton & Rose., *Neoporteria bicolor* (Akers & Buining) Donald & G. D. Rowley, *Neoporteria islayensis* (Foerster) Donald & G. D. Rowley, *Neoporteria islayensis* fo. *brevicylindrica* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* fo. *brevispina* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* fo. *grandiflorens* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* fo. *minor* (Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* fo. *molendensis* (Vaupel) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* fo. *spinosior* (Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria islayensis* var. *copiapoides* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley, *Neoporteria islayensis* var. *grandis* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria krainziana* (F. Ritter) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria lindleyi* (Foerster) Donald & G. D. Rowley., *Neoporteria lindleyi* fo. *curvispina* (Rauh & Backeb.) Donald & G. D. Rowley.

Ref. Ritter, 1981: 1299; Brako & Zarucchi, 1993: 297; Hunt, 1999: 198; Anderson, 2001: 298.

Planta globular a algo erecta.

Lomas.

33-1000 m.

Voucher: Ritter, 307 (U); Hutchinson 1859 (MO).

AR, IC, LI, MO y TA.

Prov: Camaná, Caravelí, Islay.

Est. Conserv. VU

Islaya islayensis subsp. ***grandis*** (Rauh & Backeberg) G. Charles

Sin y Bas. *Islaya grandis* Rauh & Backeb., *Islaya grandis* var. *brevispina* Rauh & Backeb., *Islaya grandis* var. *neglecta* Simo

Endémico de Arequipa.

Ref. Rauh, 1957: 492.

Planta globular.

Andino I. Valles áridos, laderas rocosas.

900-1200 m.

Voucher: Rauh, K150 (ZSS); Ritter, 682 (ZSS).

AR.

Prov: Castilla.

***Eulychnia* Phil.**

En Chile y Perú. Se reconoce 6 especies, de las cuales 1 se distribuye en Perú y Arequipa.

Eulychnia ritteri Cullman

Sin. *Eulychnia breviflora* subsp. *ritteri* (Cullman) D. R. Hunt, *Eulychnia iquiquensis* subsp. *ritteri* (Cullman) D. R. Hunt

Ref. Ritter, 1981: 1259; Brako & Zarucchi, 1993: 281; Anderson, 2001: 324; Ostolaza, 2011: 138.

Endémico de Arequipa.

Planta columnar, ramificada.

Lomas. Pendientes rocosas.

250-700 m.

Voucher: Ritter, 276 (ZSS).

AR.

Prov: Caravelí.

Est. Conserv. EN

Haageocereus **Backeb.**

En Chile y Perú. Se reconocen 14 especies, de las cuales 13 se encuentran en Perú; 4 en Arequipa.

Haageocereus decumbens (Vaupel) Backeb.

Sin y Bas. *Haageocereus australis* Backeb., *Binghamia australis* (Backeb.) Werderm., *Haageocereus australis* fo. *nanus* F. Ritter, *Haageocereus australis* var. *acinacispinus* Rauh & Backeb., *Haageocereus chalaensis* F. Ritter, *Haageocereus icaensis* F. Ritter, *Haageocereus multicolorispinus* Buining, *Binghamia decumbens* (Vaupel) Werderm., *Borzicactus decumbens* (Vaupel) Britton & Rose, *Cereus decumbens* Vaupel, *Haageocereus ambiguus* Rauh & Backeb., *Haageocereus ambiguus* var. *reductus* Rauh & Backeb., *Haageocereus decumbens* var. *brevispinus* F. Ritter, *Haageocereus decumbens* var. *spinosior* Backeb., *Haageocereus litoralis* Rauh & Backeb., *Haageocereus mamillatus* Rauh & Backeb., *Haageocereus mamillatus* var. *brevior* Rauh & Backeb., *Haageocereus ocona-camanensis* Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg, 1958: 1237; Ritter 1981: 1392; Brako & Zarucchi, 199: 282; Anderson 2001: 366.

Planta postrada, rastrera.

Lomas.

100-1000 m.

Voucher: Ritter 187b (ZSS); Hutchinson, 1309 (MO).

Prov: Camaná, Caravelí e Islay.

Est. Conserv. NT

Haageocereus platinospinus (Werderm. & Backeb.) Backeb.

Sin y Bas. *Binghamia platinospina* (Werderm. & Backeb.) Werderm., *Borzicactus platinospinus* (Werderm. & Backeb.) Borg, *Cereus platinospinus* Werderm. & Backeb., *Haageocereus platinospinus* var. *pluriflorus* (Rauh & Backeb.) F. Ritter, *Haageocereus pluriflorus* Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg, 1958: 1234; Brako & Zarucchi, 1993: 285; Anderson 2001: 367.

Endémico de Perú.

Planta postrada, rastrera.

Andino II. Valles áridos. Laderas rocosas.

1900-2700 m.

Voucher: Rauh, K52 (ZSS).

AR, MO y TA.

Prov: Arequipa, Castilla y Caylloma.

Est. Conserv. EN

Haageocereus pluriflorus Rauh & Backeb.

Sin. *Haageocereus platinospinus* var. *pluriflorus* (Rauh & Backeb.) F. Ritter

Ref. Backeberg, 1958: 1185; Hunt, 1999: 210; Anderson 2001: 367.

Endémico de Arequipa.

Planta arbustiva, erecta. Andino II. Valles áridos, laderas rocosas. 1000-1500 m.

Voucher: Ritter, 703 (SGO).

AR

Prov. Castilla y La Unión.

Est. Conserv. EN

Haageocereus subtilispinus F. Ritter

Ref. Ritter, 1981: 1419; Brako & Zarucchi, 1993: 286; Anderson, 2001: 368.

Endémico de Arequipa.

Planta semierecta.

Lomas. Laderas rocosas.

100-500 m.

Voucher: Ritter, 582 (ZSS).

AR

Prov: Caravelí.

***Lobivia* Britton & Rose**

En Argentina, Bolivia y Perú. Se reconocen alrededor de 30 especies, de las cuales 5 se encuentra en Perú; 1 en Arequipa.

Lobivia pampana Britton & Rose

Sin y Bas. *Echinopsis mistiensis* Werderm. & Backeb., *Echinopsis pampana* (Britton & Rose) D. R. Hunt., *Lobivia aureosenilis* Knize, *Lobivia glaucescens* F. Ritter, *Lobivia mistiensis* (Werderm. & Backeb.) Backeb., *Lobivia mistiensis* var. *brevispina* Backeb.

Ref. Britton & Rose, 1920: 56; Brako & Zarucchi, 1993: 278; Anderson, 2001: 276.

Endémico de Perú.

Planta globosa.

Andino II, Andino III.

3500-4000 m.

Voucher: Rose 18966 (US); Ritter 190 (ZSS).

AR y MO.

Prov: Arequipa, Castilla, Condesuyos, La Unión.

Est. Conserv. NT

***Loxanthocereus* Backeb.**

Endémico de Perú. Se reconoce 17 especies; 6 en Arequipa.

Loxanthocereus jajoianus (Backeb.) Backeb.

Sin. *Borzicactus jajoianus* Backeb., *Cereus jajoianus* Backeb.

Ref. Backeberg 1959: 947; Ritter 1981: 1462.

Endémico de Arequipa.

Planta arbustiva-erecta,

Andino II, matorral xerófilo.

2500-3000 m.

Voucher: Ritter SR13936 (ZSS).

AR.

Prov: Arequipa.

Est. Conserv. EN

Loxanthocereus gracilis Backeb.

Sin y Bas. *Borzicactus gracilis* var. *aticensis* (Rauh & Backeb.) Krainz, *Borzicactus gracilis* var. *camanaensis* (Rauh & Backeb.) Krainz, *Loxanthocereus aticencis* Rauh & Backeb., *Loxanthocereus camanaensis* Rauh & Backeb., *Loxanthocereus nanus* Backeb., *Loxanthocereus splendens* Backeb., *Maritinocereus gracilis* Akers & Buining

Ref. Backeberg 1959: 967; Ritter 1981: 1460.

Endémico de Arequipa.

Planta rastrera-postrada.

Lomas. 200-1100 m.

Voucher: Ritter 317 (ZSS).

AR

Prov: Camaná y Caravelí.

Loxanthocereus hystrix Rauh & Backeb.

Sin y Bas. *Loxanthocereus hystrix* var. *brunnescens* Rauh, *Loxanthocereus montanus* Ritter, *Loxanthocereus puquiensis* Ritter, *Cleistocactus hystrix* (Rauh & Backeb.) Ostolaza.

Ref. Backeberg 1959: 947; Ostolaza 2015: 340.

Endémico de Perú.

Planta ascendente.

Andino II-III. Matorrales xerófilos, en pendientes o llanuras.

2800-3000 m.

Voucher: Ritter 181, (ZSS).

AR, AY e IC.

Prov. Caravelí.

Loxanthocereus peculiaris Rauh & Backeb.

Sin y Bas. *Haageocereus peculiars* (Rauh & Backeb.) F. Ritter, *Loxanthocereus brevispinus* Rauh & Backeb., *Loxanthocereus cantaensis* Rauh & Backeb., *Cleistocactus brevispinus* F. Ritter, *Cleistocactus peculiaris* (Rauh & Backeb.) Ostolaza.

Ref. Backeberg 1958: 959; Ritter, 1981: 1470; Ostolaza 2011: 169.

Endémico de Perú.

Planta postrada-ascendente.

Lomas. Laderas rocosas.

500-1100 m.

Voucher: Ritter 681 (ZSS); Laura 187 (HUSA).

AR, IC y LI.

Prov: Caravelí.

Loxanthocereus riomajensis Rauh & Backeb.

Ref. Backeberg 1959: 955; Ostolaza 2015: 342.

Endémico de Arequipa.

Planta algo decumbente.

Andino I. Valles áridos, laderas rocosas.

1500 m

Voucher: Rauh K153 (HEID).

AR.

Prov. Castilla.

Est. Conserv. VU

Loxanthocereus sextonianus Backeb.

Sin y Bas. *Borzicactus sextonianus* (Backeb.) Kimnach., *Cereus sextonianus* Backeb., *Erdisia sextoniana* Backeb., *Haageocereus variabilis* F. Ritter.

Ref. Backeberg 1959: 966; Ritter 1981: 1471; Anderson 2001: 163.

Endémico de Perú.

Planta rastrera-postrada,

Lomas-Andino I. Suelos arenosos, pendientes rocosas.

200-900 m.

Voucher: Hutchinson 1855 (MO) Ritter 910 (ZSS).

AR, MO y TA.

Prov: Camaná e Islay.

Est. Conserv. VU

***Matucana* Britton & Rose**

Endémico de Perú. Se reconoce 17 especies: 1 en Arequipa.

Matucana haynei subsp. ***hystrix*** (Rauh & Backeb.) Mottram

Sin y Bas. *Matucana hystrix* var. *atrispina* Rauh & Backeb., *Matucana hystrix* var. *umedeavoides* Rauh & Backeb., *Submatucana madisoniorum* Rauh & Backeb., *Matucana multicolor* var. *madisoniorum* (Rauh & Backeb.) Ritter. *Matucana multicolor* var. *hystrix* (Rauh & Backeb.) Ritter

Ref. Ritter 1981: 1499.

Endémica de Perú.

Planta Globular o poco erecta.

Andino II. Matorrales xerófilos.

3000 m.

Voucher: Ritter 565 (ZSS).

AR, AY e IC.

Prov: Caravelí.

Est. Conserv. NT

***Melocactus* Link & Otto**

Distribuidos ampliamente en centro y sur América. Se reconocen 36 especies, de las cuales 2 se encuentran en Perú; 1 en Arequipa.

Melocactus peruvianus Vaupel

Sin y Bas. *Cactus townsendii* Britton & Rose., *Melocactus amstutziae* Rauh & Backeb., *Melocactus fortalezensis* Rauh & Backeb., *Melocactus huallancensis* Rauh & Backeb., *Melocactus jansenianus* (Borg) Backeb., *Melocactus peruvianus* var. *amstutziae* (Rauh & Backeb.) Rauh & Backeb., *Melocactus peruvianus* var. *canetensis* Rauh & Backeb., *Melocactus peruvianus* var. *lurinensis* Rauh & Backeb., *Melocactus trujillensis* Rauh & Backeb., *Melocactus trujillensis* var. *schoenii* Rauh & Backeb., *Melocactus unguispinus* Backeb.

Ref. Ritter 1981: 1310; Brako & Zarucchi, 1993: 295; Anderson, 2001: 465; Ostolaza 2011: 189.

Planta globular, con cefalio.

Andino I y II. Pendientes rocosas, matorrales.

800-2500 m.

Voucher: Ritter 132 (ZSS); Hutchison & Kenneth Wright 4985 (MO).

Ecuador y Perú.

AN, AR, IC, LI, LL, PI y TU.

Prov: Caravelí y La Unión.

***Neoraimondia* Britton & Rose**

En Bolivia y Perú. Se reconoce 2 especies, de las cuales 1 se distribuye en Perú y Arequipa.

Neoraimondia arequipensis Backeb.

Sin y Bas. *Cereus arequipensis* Meyen, *Cereus macrostibas* (K. Schum.) A. Berger, *Cereus macrostibas* var. *roseiflorus* Werderm. & Backeb., *Espostoa gigantea* Backeb., *Neoraimondia arequipensis* var. *aticensis* (Rauh & Backeb.) Rauh & Backeb., *Neoraimondia arequipensis* var. *rhodantha* Rauh & Backeb., *Neoraimondia arequipensis* var. *riomajensis* Rauh & Backeb., *Neoraimondia aticensis* Rauh & Backeb., *Neoraimondia gigantea* Backeb., *Neoraimondia gigantea* var. *saniensis* Rauh & Backeb., *Neoraimondia macrostibas* (K. Schum.) Britton & Rose., *Neoraimondia macrostibas* var. *gigantea* Backeb., *Neoraimondia macrostibas* var. *roseiflora* (Werderm. & Backeb.) Backeb., *Neoraimondia peruviana* (L.) F. Ritter, *Neoraimondia roseiflora* Backeb., *Pilocereus macrostibas* K. Schum.

Ref. Ritter 1981: 1267; Brako & Zarucchi, 1993: 298; Anderson, 2001: 481.

Endémico de Perú.

Planta columnar, ramificada desde la base.

Lomas. Andino I, Andino II. Valles áridos, pendientes rocosas.

300- 2300 m.

Voucher: Stafford, 830 (K); Iltis 1548 (K); Dillon, 3729 (F).

AN, AR, AY, IC, LI, MO, PI, LL y TA.

Prov: Arequipa, Camaná, Caravelí, Castilla, Condesuyos, Islay y La Unión.

Est. Conserv. NT

***Opuntia* Mill.**

Ampliamente distribuido en América. Se reconocen alrededor de 75 especies de las cuales, 8 se encuentran en Perú; 2 en Arequipa.

Opuntia pestifer Britton & Rose

Sin y Bas. *Cactus nanus* Kunth, *Opuntia pascoensis* Britton & Rose, *Opuntia tayapayensis* Cárdenas., *Platyopuntia nana* (Kunth) F. Ritter

Ref. Backeberg, 1958: 456; Ostolaza, 2011: 211.

Planta sub-arbustiva.

Lomas, Andino I, Andino II.

400-2000 m.

Voucher: West, 3702 (US)

Bolivia, Ecuador y Perú.

AN, AR, CA, LI, PA y PI.

Prov: Caravelí, Islay, La Unión.

Opuntia stricta (Haw.) Haw.

Sin y Bas. *Cactus opuntia var. inermis* DC., *Cactus strictus* Haw., *Opuntia anahuacensis* Griffiths, *Opuntia bahamana* Britton & Rose, *Opuntia dillenii* (Ker Gawl.) Haw., *Opuntia inermis* (DC.) DC., *Opuntia keyensis* Britton ex Small, *Opuntia macrarthra* Gibbes, *Opuntia magnifica* Small, *Opuntia stricta var. dillenii* (Ker Gawl.) L. D. Benson.

Ref. Anderson 2001: 520; Hunt 2006: 211.

Planta arbustiva.

Lomas.

400-900 m.

Voucher: Laura, 177 (HUSA).

EEUU, México, Cuba, China, Perú.

AR.

Prov: Caravelí.

***Oreocereus* (A. Berger) Riccob.**

En Argentina, Bolivia, Chile y Perú. Se reconocen 9 especies de las cuales, 6 se encuentran en Perú; 2 en Arequipa.

Oreocereus hempelianus (Gürke) D. R. Hunt

Sin y Bas. *Arequipa erectocylindrica* Rauh & Backeb., *Arequipa hempeliana* (Gürke) Oehme., *Arequipa rettigii* (Quehl) Oehme., *Arequipa rettigii* var. *borealis* F. Ritter, *Arequipa rettigii* var. *erectocylindrica* (Rauh & Backeb.) Krainz, *Arequipa spinosissima* F. Ritter, *Arequipa weingartiana* Backeb., *Arequipiopsis hempeliana* (Gürke) Kreuz. & Buining, *Arequipiopsis soehrensii* Kreuz., *Echinocactus rettigii* Quehl, *Echinopsis hempeliana* Gürke., *Oreocereus rettigii* (Quehl) Buxb.

Ref. Hunt 1999: 245; Anderson 2001: 526; Ostolaza 2011: 213.

Plantas arbustivas de ramificación basal.

Andino II. Pendientes rocosas, matorrales.

2200-3000 m.

Voucher: Rauh, K53a (ZSS).

Chile y Perú.

AR, MO y TA.

Prov: Arequipa.

Est. Conserv. VU

Oreocereus hendriksenianus Backeb.

Sin y Bas. *Borzicactus hendriksenianus* (Backeb.) Kimnach, *Borzicactus leucotrichus* (Phil.) Kimnach, *Morawetzia varicolor* Knize, *Oreocereus hendriksenianus* Backeb., *Oreocereus knizei* Hewitt & Donald

Ref. Backeberg 1959: 1033; Ritter 1981: 1361; Ostolaza 2015: 384.

Endémico de Perú.

Planta arbustiva con ramificaciones basales.

Andino III. Pendientes rocosas.

3000-4000 m.

Voucher: Rose & Rose 18789 (NY);

Hutchinson, 1826 (MO).

Perú.

AR, AY y MO.

Prov: Arequipa, Condesuyos, Caravelí y La Unión.

Est. Conserv. NT

Pygmaeocereus H. Johnson & Backeb.

Endémico de Perú. Se reconoce 2 especies; 1 en Arequipa.

Pygmaeocereus bylesianus Andreae & Backeberg

Sin y Bas. *Arthrocereus bylesianus* (Andreae & Backeb.) Buxb., *Arthrocereus rowleyanus* (Backeb.) Buxb., *Pygmaeocereus akersii* H. Johnson, *Pygmaeocereus rowleyanus* Backeb., *Pygmaeocereus vespertinus* H. Johnson, *Pygmaeocereus familiaris* F. Ritter

Ref. Ritter 1981: 1427; Anderson, 2001: 597; Ostolaza 2011: 233.

Endémico de Arequipa.

Plantas cortas cilíndricas.

Lomas. Laderas rocosas.

100-1000 m.

Voucher: Hutchinson 1315 (MO); Ritter 561 (ZSS).

AR.

Prov: Camaná, Caravelí e Islay.

Est. Conserv. CR

Trichocereus **(A. Berger) Riccob.**

En Argentina, Bolivia, Chile, Ecuador y Perú. Se reconoce alrededor de 40 especies de las cuales, 10 se encuentran en Perú; 3 en Arequipa.

Trichocereus chalaensis Rauh & Backeb.

Sin y Bas. *Echinopsis chalaensis* (Rauh & Backeb.) Friedrich & G. D. Rowley, *Echinopsis glauca* (F. Ritter) Friedrich & G. D. Rowley, *Echinopsis glauca* fo. *pendens* (F. Ritter) Friedrich & G. D. Rowley, *Trichocereus glaucus* F. Ritter, *Trichocereus glaucus* fo. *pendens* F. Ritter, *Trichocereus glaucus* var. *pendens* Backeb.

Ref. Backeberg 1958: 1109; Ritter 1981: 1328; Brako & Zarucchi, 1993: 277; Anderson, 2001: 262.

Endémico de Perú.

Planta erecta, a veces ascendente o colgante, ramificada.

Lomas.

400-900 m.

Voucher: Rauh K128 [1956] (ZSS); Hutchinson 1305 (MO).

AR.

Prov: Caravelí e Islay.

Trichocereus cuzcoensis Britton & Rose

Sin y Bas. *Cereus cuzcoensis* (Britton & Rose) Werderm., *Echinopsis cuzcoensis* (Britton & Rose) Friedrich & G. D. Rowley

Ref. Backeberg, 1958: 1123; Ritter, 1327; Anderson 2001: 265.

Endémico de Perú.

Planta erecta-ramificada.

Andino II, Andino III.

2500-3600 m.

Voucher: Rose 19022 (US); Ritter 677a (U); Stafford, 1162 (K).

AR y CU.

Prov: Caylloma.

Trichocereus schoenii Rauh & Backeb.

Sin y Bas. *Echinopsis schoenii* (Rauh & Backeb.) Friedrich & G. D. Rowley, *Trichocereus uyupampensis* Backeb., *Echinopsis uyupampensis* (Backeb.)

Friedrich & G. D. Rowley

Ref. Backeberg 1958: 1109; Brako y Zarucchi, 1993: 279; Anderson, 2001: 280.

Endémico de Perú.

Planta erecta, ramificada.

Andino II, Andino III.

3000-4000 m.

Voucher: Rauh, K185 (ZSS)

AR y MO.

Prov: Condesuyos.

***Tunilla* D. R. Hunt & Iliff**

En Argentina, Bolivia, Chile y Perú. Se reconoce 9 especies de las cuales, 1 se encuentra en Perú.

Tunilla soehrensii (Britton & Rose) D. R. Hunt & Iliff

Sin y Bas. *Airampoa boliviensis* (Backeb.) Doweld, *Airampoa orurensis* (Cárdenas) Doweld, *Cactus ayrampo* Azara., *Opuntia boliviensis* Backeb., *Opuntia ianthinantha* (F. Ritter) Iliff, *Opuntia minuscula* (Backeb.) G. D. Rowley, *Opuntia orurensis* Cárdenas, *Opuntia soehrensii* Britton & Rose, *Platyopuntia ianthinantha* F. Ritter, *Platyopuntia orurensis* (Cárdenas) F. Ritter, *Platyopuntia soehrensii* (Britton & Rose) F. Ritter, *Platyopuntia soehrensii* var. *grandiflora* F. Ritter, *Tunilla orurensis* (Cárdenas) D. R. Hunt & Iliff

Ref. Anderson 2001: 665; Ostolaza 2011: 245.

Plantas postradas, formando cojines.

Andino III. Pendientes rocosas.

3500-4000 m.

Voucher: Ritter 554 (SGO).

AR, CU, MO, PU y TA.

Prov: Arequipa, Caylloma, Castilla y La Unión.

***Weberbauerocereus* Backeb.**

En Bolivia y Perú. Se reconoce 9 especies, de las cuales 8 se encuentra en Perú; 3 en Arequipa.

Weberbauerocereus cephalomacrostibas (Werderm. & Backeb.) F. Ritter

Sin y Bas. *Cereus cephalomacrostibas* Werderm. & Backeb., *Echinopsis cephalomacrostibas* (Werderm. & Backeb.) Friedrich & G. D. Rowley, *Haageocereus ferox* F. Ritter, *Trichocereus cephalomacrostibas* Backeb.

Ref. Ritter 1981: 1353; Brako & Zarucchi, 1993: 277; Anderson, 2001: 261.

Endémico de Perú.

Planta erecta, ramificada.

Lomas. Pendientes.

250-900 m.

Voucher: Hutchinson, 1862 (K); Ritter, 188 (ZSS).

AR.

Prov: Islay.

Est. Conserv. NT

Weberbauerocereus rauhii Backeb.

Sin y Bas. *Weberbauerocereus rauhii* var. *laticornua* Rauh

Ref. Ritter 1981: 1352; Brako & Zarucchi, 1993: 309; Anderson 2001: 677; Ostolaza 2011: 248.

Endémico de Perú.

Planta columnar, ramificada.

Andino I, Andino II. Pendientes rocosas, matorrales.

500-2500 m.

Voucher: Ritter 154 (ZSS); Hutchinson,

1227 (K).

AR, IC y HU.

Prov: Condesuyos, La Unión.

Est. Conserv. NT

Weberbauerocereus weberbaueri (K. Schum. Ex Vaupel) Backeb.

Sin y Bas. *Cereus weberbaueri* K. Schum. ex Vaupel, *Haageocereus weberbaueri* (K. Schum. ex Vaupel) D. R. Hunt, *Trichocereus fascicularis* (Meyen) Britton & Rose, *Weberbauerocereus fascicularis* Backeb., *Weberbauerocereus fascicularis* var. *horridispinus* F. Ritter, *Weberbauerocereus horridispinus* Rauh & Backeb., *Weberbauerocereus seyboldianus* Rauh & Backeb., *Weberbauerocereus weberbaueri* var. *aureifuscus* Rauh & Backeb., *Weberbauerocereus weberbaueri* var. *horribilis* Rauh & Backeb., *Weberbauerocereus weberbaueri* var. *horridispinus* (Rauh & Backeb.) F. Ritter, *Weberbauerocereus weberbaueri* var. *humilior* Rauh & Backeb.

Ref. Ritter 1981: 1354; Brako & Zarucchi, 1993: 309; Anderson 2001: 677; Ostolaza 2011: 251.

Endémico de Arequipa

Planta columnar, ramificada.

Lomas, Andino I, Andino II. Pendientes rocosas, matorrales, valles áridos. 1200-2800m.

Voucher: Hutchinson 7216 (K); Stafford 854 (K).

AR.

Prov: Caravelí. Arequipa y Castilla.

Est. Conserv. NT

Discusión

Existen muchas dificultades para la definición de las especies en Cactaceae, la variación de la morfología externa en respuesta a factores ambientales y edáficos son las principales causas, en consecuencia, es necesario realizar estudios poblacionales y detallados en cada género; además de los estudios moleculares que hoy en día proporcionarían datos para poder entender mejor los taxones.

Tabla 1. Diversidad de géneros, especies, subespecies, endemismos y distribución de Cactaceae en el departamento de Arequipa.

Autor	Géneros	Especies	Subespecies	Endémicos	Vertientes occidentales	Lomas
Pauca & Quipuscoa (2017)	20	54	2	21	41	19
Ostolaza (2015)	19	45	2	/	/	/
Hunt *et al.* (2006)	14	26	2	/	/	/
Brako & Zarucchi (1993)	15	39	/	/	27	14
Ritter (1981)	15	42	/	/	/	/
Backeberg (1958-1962)	ca.15	ca.47	/	/	/	/

Tabla 2. Subfamilias, tribus, especies y subespecies de Cactaceae en el departamento de Arequipa (E=endémico, A=Andinos, L= lomas).

Subfamilia	Tribu	N°	Nombre científico	E	A	L
Cactoideae	Cereeae	1	*Browningia candelaris* (Meyen) Britton & Rose		■	
		2	*Browningia viridis* (Rauh & Backeb.) Buxb.		■	
		3	*Melocactus peruvianus* Vaupel		■	
	Echinocereeae	4	*Armatocereus matucanensis* Backeb.			■
		5	*Armatocereus riomajensis* Rauh & Backeb.		■	
		6	*Corryocactus acervatus* F. Ritter	■	■	
		7	*Corryocactus aureus* (Meyen) Hutchison		■	
		8	*Corryocactus brachypetalus* (Vaupel) Britton & Rose			■
		9	*Corryocactus brevistylus* subsp. *brevistylus* (K. Schum. ex Vaupel) Britton & Rose		■	
			Corryocactus brevistylus subsp. *puquiensis* (Rauh & Backeb.) Ostolaza		■	
		10	*Corryocactus dillonii* A. Pauca & Quip.	■		■
		11	*Corryocactus prostratus* F. Ritter	■	■	■
		12	*Eulychnia ritteri* Cullman	■		■
		13	*Neoraimondia arequipensis* Backeb.		■	■
	Notocacteae	14	*Islaya divaricatiflora* F. Ritter	■		■
		15	*Islaya islayensis* Backeb.			■
			Islaya islayensis subsp. *grandis* (Rauh & Backeb) G. Charles	■	■	
	Trichocereeae	16	*Haageocereus decumbens* (Vaupel) Backeb.			■
		17	*Haageocereus platinospinus* (Werderm. & Backeb.) Backeb.		■	
		18	*Haageocereus pluriflorus* Rauh & Backeb.	■	■	
		19	*Haageocereus subtilispinus* F. Ritter	■		■
		20	*Lobivia pampana* Britton & Rose		■	
		21	*Loxanthocereus jajoianus* (Backeb.) Backeb.	■	■	
		22	*Loxanthocereus gracilis* Backeb.	■		■
		23	*Loxanthocereus hystrix* Rauh & Backeb.		■	
		24	*Loxanthocereus peculiaris* Rauh & Backeb.			■
		25	*Loxanthocereus riomajensis* Rauh & Backeb.	■	■	
		26	*Loxanthocereus sextonianus* Backeb.			■
		27	*Matucana haynei* subsp. *hystrix* (Rauh & Backeb.) Mottram		■	
		28	*Oreocereus hempelianus* (Gürke) D.R. Hunt		■	
		29	*Oreocereus hendrikseianus* (Backeb.)		■	
		30	*Pygmaeocereus bylesianus* Andreae & Backeberg	■	■	
		31	*Trichocereus chalaensis* Rauh & Backeb.	■		■
		32	*Trichocereus cuzcoensis* Britton & Rose		■	
		33	*Trichocereus schoenii* Rauh & Backeb.		■	
		34	*Weberbauerocereus cephalomacrostibas* (Werderm. & Backeb.) F. Ritter	■		■
		35	*Weberbauerocereus rauhii* Backeb.		■	

		36	*Weberbauerocereus weberbaueri* (K. Schum. ex Vaupel) Backeb.	■	■	
Opuntioideae	Tephrocacteae	37	*Austrocylindropuntia floccosa* (Salm-Dyck) F. Ritter		■	
		38	*Austrocylindropuntia subulata* subsp. *exaltata* (A. Berger) D. R. Hunt		■	
		39	*Cumulopuntia boliviana* subsp. *ignescens* D. R. Hunt		■	
		40	*Cumulopuntia corotilla* (K. Schum. ex Vaupel) E. F. Anderson	■	■	
		41	*Cumulopuntia crassicylindrica* (Rauh & Backeb.) F. Ritter	■	■	
		42	*Cumulopuntia ignota* (Britton & Rose) F. Ritter	■	■	
		43	*Cumulopuntia leucophaea* (Phill.) Hoxey			■
		44	*Cumulopuntia mistiensis* (Backeb.) E. F. Anderson		■	
		45	*Cumulpuntia multiareolata* (F. Ritter) F. Ritter	■	■	
		46	*Cumulopuntia sphaerica* (Foerster) E. F. Anderson		■	
		47	*Cumulopuntia tumida* F. Ritter	■	■	
		48	*Cumulopuntia unguispina* (Backeb.) F. Ritter	■	■	
		49	*Cumulopuntia zehnderi* (Rauh & Backeb.) F. Ritter		■	
	Cylindropuntieae	50	*Cylindropuntia tunicata* (Lehm.) F. M. Knuth		■	■
		51	*Cylindropuntia rosea* (DC.) Backeb.		■	■
	Opuntieae	52	*Opuntia pestifer* Britton & Rose		■	■
		53	*Opuntia stricta* (Haw.) Haw.			■
		54	*Tunilla soehrensii* (Britton & Rose) D. R. Hunt & Iliff		■	

Esta familia no se encuentra bien representada en los herbarios locales, a pesar de tratarse de plantas muy conspicuas, la carencia de colecciones en herbarios al parecer se debe a la poca atención que reciben y a la dificultad de herborizarlas. Las colecciones en los herbarios de otros países, son más o menos numerosas, sin embargo, muchas de las muestras depositadas no son representativas, en algunos casos, solo consta de una parte del tallo y carecen de flores, frutos o semillas (incluso no existen muestras tipo, o no son representativas). En todo caso, es importante representar la flórula en herbarios locales para un análisis *ex situ* de los especímenes, como para definir los taxones y detallar la distribución de los mismos.

Los estudios en Cactaceae en el departamento de Arequipa son escasos, tan solo se han elaborado listados restringidos a ciertas localidades, distritos o provincias. Backeberg (1958-1962), describió muchas especies y no acompañó datos exactos de distribución, en algunos casos solo menciona nombres locales de quebradas o montañas como referencia. Ritter (1981) a diferencia de Backeberg (1958-1962) tomó más detalles acerca de la localización de las especies, tomando en cuenta el departamento y la localidad más cercana. Brako & Zarucchi (1993) presentan los sinónimos, referencias bibliográficas, hábitat, vouchers de herbarios, así como rangos altitudinales y área geográfica de distribución. Recientemente, Ostolaza (2015) muestra descripciones y distribución de los cactus peruanos, brindando así, más datos de esta familia. Actualmente, se cuenta con bases de datos digitales como la del www.gbif.org/species, de la cual se puede obtener datos de muestras depositados en herbarios extranjeros entre ellos: ZSS, U, F y US. A pesar de contar con

bibliografía y bases digitales de herbarios, los datos en Cactaceae en nuestro medio son insuficientes, por lo que es necesario realizar investigaciones *in situ* para delimitar los caracteres de los taxones y distribución de estas suculentas.

La diversidad de Cactaceae en Arequipa ha ido variando conforme a la opinión de los autores. Backeberg (1958-1962) presenta 15 géneros y 47 especies para Arequipa (estos son números aproximados ya que no es posible precisar los lugares de referencia). Posteriormente, Ritter (1981) registra 15 géneros y 42 especies, Brako & Zarucchi (1993) 15 géneros y 39 especies y recientemente, Ostolaza (2015) manifiesta la presencia de 19 géneros y 45 especies. Estos datos relativamente se mantienen constantes; sin embargo, cada autor mantiene sus propios criterios. Algunos de los géneros aproximadamente más diversos para Backeberg (1958-1962) en Arequipa corresponden a: *Tephrocactus* (8 spp.), *Islaya* (7 spp.), *Loxanthocereus* (6 spp.) y considera válidos a los géneros *Arequipa* y *Erdisia;* para Ritter (1981) los géneros más diversos son: *Islaya* (8 spp.), *Cumulopuntia* (7 spp.) y *Corryocactus* (5 spp.); Ritter (1981), también tomó en cuenta al género *Arequipa,* y registró 2 géneros más (*Matucana* y *Mila*). Según Brako & Zarucchi (1993) los géneros más diversos corresponden a: *Opuntia* (9 spp.), *Echinopsis* (8 spp.) y *Corryocactus* (7 spp.). Con el avance del tiempo la taxonomía de los cactus ha cambiado y seguirá en constante modificación; actualmente los géneros *Arequipa* y *Erdisia* ya no son utilizados y varias especies han sido sinonimizadas (Anderson, 2001; Hunt *et al.,* 2006; Ostolaza, 2015; Hunt, 2016). Los resultados de este trabajo hasta la actualidad muestran que Arequipa posee una alta diversidad en Cactaceae con 21 géneros y 56 taxones, lo que representa el 50% de los géneros y el 20% de las especies presentes en Perú tomando en cuenta los datos de Ostolaza (2015); de igual forma, tomando los datos de Arakaki *et al.* (2006) Arequipa presenta una cantidad considerable de endemismos (21 especies), representando el 10% de los endemismos de Cactaceae en Perú.

El género *Armatocereus* está representado en Arequipa por dos especies: *A. riomajensis* y *A. matucanensis*. *A. riomajensis*, se caracteriza por su hábito arbustivo, sin un tallo central definido, alcanzando los 2,3 m de alto. Ostolaza (2011; 2015) menciona la presencia de *A. riomajensis* en lomas de Atiquipa - Caravelí, sin embargo, las poblaciones encontradas en dicha localidad son tratados como *A. matucanensis*, ya que estos presentan un hábito arborescente, con un tallo central corto y definido, alcanzando algunos los 4 m de alto. La relación entre ambas especies (*A. riomajensis* y *A. matucanensis*) para Ritter (1981) y Brako & Zarucchi (1993) parece ser estrecho, para Hunt (1999), Anderson (2001), Hunt *et al.* (2006) y Ostolaza (2015), estas dos son especies diferentes y por lo tanto válidas; Hunt *et al.* (2006) menciona que el fruto elogando de *A. riomajensis* es distintivo. Una especie aceptada por Ritter (1981) y Brako & Zarucchi (1993) es *Armatocereus ghiesbreghtii*, este taxón según Ritter (1981) presenta como sinónimos a: *A. riomajensis*, *A. matucanensis*, *A. churinensis* y *A. arboreus;* para Ostolaza (2006) y Hunt *et al.* (2006), la indican como no tipificable, ya que fue descrita a partir de una planta cultivada procedente de México.

Armatocereus se distribuye en lomas y vertientes occidentales. En este caso, se amplía la distribución austral de *A. matucanensis* a Arequipa (lomas de Chala y Atiquipa) y *A. riomajensis* al Valle del Cháparra (Caravelí).

Browningia en Arequipa presenta

dos especies: *B. candelaris* y *B. viridis*. *B. candelaris*, se caracteriza por presentar un tallo principal muy espinoso, que a cierta altura se ramifica; en las ramificaciones las espinas han sido reemplazadas por cerdas. Ritter (1981) describió a *B. icaensis*, la cual básicamente se diferencia de *B. candelaris* por el tamaño de la planta (hasta 7 m de alto), la longitud del tallo principal (2-4 m de largo) y color de la epidermis (verde azulado). Ritter (1981) también indica que esta especie se distribuye en Ica (mina de Canza) y en Arequipa (Valle de Cháparra), mencionando que *B. candelaris* prefiere zonas más bajas y áridas, con escasa precipitación y *B. icaensis*, crece en lugares de mayor altitud, con más humedad y mayor vegetación. En las salidas de campo realizadas al Valle de Cháparra se pudo constatar la presencia de *B. candelaris*, no siendo posible distinguir a *B. icaensis*, sin embargo, pueden distinguirse dos poblaciones que difieren en el color del tallo, grisáceos a altitudes menores y verdo-azulado en altitudes mayores; permaneciendo estables los demás caracteres. Esta coloración puede estar influenciada por los factores ambientales. Hunt *et al*. (2006) y Hunt (2016) consideran a *B. canderalis* subsp. *icaensis* como válida, y Ostolaza (2015) considera a *B. canderalis* subsp. *icaensis* como un sinónimo de *B. candelaris*, en este trabajo se comparte la opinión de Ostolaza (2015).

B. viridis se caracteriza por presentar un tallo principal el cual se ramifica a cierta altura y puede alcanzar los 10 m de alto. Las espinas son uniformes y cortas (2 cm de largo). Hunt *et al*. (2006) y Hunt (2016) consideran a *B. viridis* como un sinónimo de *B. hertlingiana*, sin embargo, Anderson (2001) y Ostolaza (2015) la consideran como válida. En la revisión y comparación de los protólogos de *B. viridis* y *B. hertlingiana*, éstas difieren en el número de costillas y tamaño de las espinas; es necesario estudios de sus poblaciones para entender ambas especies.

B. candelaris crece en matorrales xerófilos, en las provincias de Arequipa (Yura, Batolito de la Caldera, Chapi), Castilla (Cerro Negro, Ayo), Caravelí (Quebrada seca, Sunchopampa, Valle del Cháparra) y Condesuyos (parte baja de Pacaychacra), desde los 1900 hasta 2700 m. *B. viridis* está restringida a la parte baja del Cañón de Cotahuasi, en la localidad de Judiopampa y Allancay.

Neoraimondia solo está representada por *N. arequipensis*. Se caracteriza por el hábito columnar y sus areolas florales con crecimiento continuo. Backeberg (1959) considera 4 especies, las cuales se diferencian en el tamaño de la planta, el número de costillas y el color de la flor. Ritter (1981) reúne a todas las mencionadas por Backeberg (1959) en *N. peruviana*, alegando que se trataría de la especie descrita por Linneo como *Cactus peruvianus*, esta postulación no es aceptada por muchos autores (Ostolaza, 2015). En las evaluaciones de campo se pudo visitar algunas poblaciones en las cuales se observa caracteres muy homogéneos, a excepción del hábito, color de flores y antesis. En hábito puede observarse dos formas: una donde los tallos se ramifican basalmente y están muy próximas al tallo principal, de tal manera que todas son erectas, y otra con ramificación basal, ramas no próximas al tallo y ascendentes. La coloración de las flores también es variable, en algunas poblaciones son rosadas y de antesis diurna, en otras son blancas y de antesis nocturna.

Se distribuyen en la franja costera, valles áridos y matorrales xerófilos formando rodales en las provincias de Arequipa (Batolito de la Caldera, Yura), Islay (Lomas de Yuta, Mejía, Guerreros, Cocachacra),

Camaná (Lomas de Camaná), Caravelí (Atiquipa, Atico, Chala, Huanu Huanu), Castilla (Ongoro, Cerro Negro, Tipan, Ayo), Condesuyos (Pacaychacra), y La Unión (Judiopampa, Chaupe, Rosariopampa, Chusacay).

Melocactus en Arequipa presenta solo la especie *M. peruvianus*, caracterizada por poseer un hábito arbustivo. Tallo globular, con un cefalio apical, donde nacen las flores. La región Arequipa representa la distribución más austral de esta especie. Se ha registrado en las provincias de Cotahuasi (Judiopampa, Quechualla, Chusacay) y Caravelí (Quicacha), en valles áridos y matorrales xerófilos.

Corryocactus en Arequipa presenta 6 especies y 1 subespecie: *C. acervatus, C. aureus, C. brachypetalus, C. brevistylus, C. brevistylus* subsp. *puquiensis*, *C. dillonii* y *C. prostratus*. *C. acervatus* es afín a *C. aureus* y solo se diferencian por el número de espinas centrales, en este caso, se hace necesario el estudio de los caracteres florales, porque en el protólogo de *C. acervatus* estos no están detallados (Pauca & Quipuscoa, 2015); Anderson (2001) y Hunt *et al*. (2006) indican a *C. acervatus* como un sinónimo de *C. aureus*, mientras que Ostolaza (2015) lo mantiene como válido. Anderson (2001) reúne a *C. prostratus* en *C. aureus*; tomando en cuenta lo protólogos, *C. prostratus* posee raíces napiformes y, *C. aureus* posee raíces rizomatosas (Pauca & Quipuscoa, 2015); Hunt *et al*. (2006) sinonimiza a *C. prostratus* en *C. quadrangularis* con cierta reserva, este autor indica que la descripción de *C. prostratus* corresponde a *C. quadrangularis*; un análisis del protólogo sugiere que se tratan de especies diferentes como lo reporta Ostolaza (2015). *C. brachypetalus*, según Ostolaza (2015) se distribuye desde cerca al litoral, al sur de Ica y lomas de Atiquipa, Atico y Mollendo en Arequipa. Las poblaciones encontradas en Mollendo mantienen las características de la descripción original de la especie, en tanto que las poblaciones distribuidas en Atico, Atiquipa y sur de Ica, presentan caracteres que podrían sugerir otro taxón al de *C. brachypetalus*. Actualmente se están realizando estudios de la morfología externa para delimitar ambas poblaciones (Pauca & Quipuscoa, 2015).

Corryocactus se distribuye desde la zona de lomas en las provincias de Caravelí (Atiquipa, Atico), Camaná e Islay (Lomas de Yuta, Mejía), hasta los matorrales de puna en Arequipa (Yura, Cabrerias, Chiguata, Quiscos, Batolito de la Caldera, Faldas del volcán Misti y Chachani), Caylloma (Cabanaconde, Huanca), Castilla (Andagua, Uñón, Pampacolca, Viraco), Caravelí (Atiquipa, Sondor, Pirca), Condesuyos (Chuquibamba) y la Unión (Tauría, Chusacay).

Islaya para Arequipa está representada por dos especies y una subespecie: *I. islayensis* subsp. *islayensis, I. divaricatiflora* e *I. islayensis* subsp. *grandis*. Es un género con muchos cambios en su taxonomía. Rauh (1957), Backeberg (1959) y Ritter (1981) describieron muchas especies teniendo en cuenta caracteres como el tamaño del tallo, número de costillas, características de las espinas y color de las flores; en la actualidad todas las especies descritas son considerados sinónimos de *I. islayensis*. Los cambios en *Islaya* se inician por Donald & Rowley (1966), los cuales sugieren que algunos géneros como *Pyrrhocactus, Horridocactus, Neochilenia, Islaya*, entre otros, deben reunirse en *Neoporteria*, debido a algunas características similares en la flor, fruto y semillas. Posteriormente Kattermann (1994) traslada *Neoporteria islayensis* a *Eriosyce islayensis*. Finalmente, Nyffeler & Eggli (1997) realizan un estudio anatómico

del tallo en *Eriosyce* y manifiestan que *E. islayensis* debe ser considerado en *I. islayensis*. En el trabajo de campo fue posible encontrar poblaciones de *I. islayensis* en las localidades de Atiquipa, Chala, Convento, lomas de Atico, lomas de Camaná, Ongoro, San José de Huatiapilla y lomas de Yuta. La variación más evidente entre estas poblaciones son las dimensiones del tallo y color de las flores; el tallo varía desde cilíndrico hasta globular, a veces comprimido, desde 6 cm hasta 20 cm de diámetro; las flores varían desde un amarillo-verdoso pálido, hasta un amarillo intenso, en algunas se puede observar que los tépalos más externos son rojizos mientras que los internos son amarillos. Existe una población en la parte alta de Camaná, que presenta flores de color guinda o carmesí y el tallo es un tanto compreso, estos caracteres corresponden a *Islaya divaricatiflora* F. Ritter, la cual es considerada un sinónimo de *I. islayensis* (Anderson, 2001; Hunt *et al.*, 2006; Ostolaza, 2015; Hunt, 2016), en este trabajo consideramos válida a esta especie descrita por Ritter, debido a que sus caracteres la hacen fácilmente distinguible. Es necesario realizar mayores estudios en este género para entender y definir los taxones distribuidos a lo largo de la franja costera y valles áridos de Perú. *Islaya* se distribuye a lo largo de la costa de Arequipa, en las provincias de Caravelí (Atiquipa, Chala y Atico), Camaná e Islay, así como en valles áridos de Caravelí (Convento) y Castilla (Andamayo, Ongoro y Huatiapilla).

Eulychnia está representada solo por *E. ritteri*. Hunt *et al*. (2006) ubica a *E. ritteri* como una subespecie de *E. iquiquensis*, sin embargo, Ostolaza (2011; 2015) y Hunt (2016) la consideran válida; las características florales, así como las espinas, aclaran la diferencia. Representa la distribución más boreal del género, su mayor diversidad se concentra al norte de Chile. Se indica como lugar tipo al puerto de Chala; en la actualidad en este lugar solo crecen 3 plantas en mal estado, en lomas de Atiquipa se puede encontrar una población considerable de esta especie. Urge realizar planes de conservación.

Haageocereus en Arequipa presenta 4 especies: *H. decumbens, H. platinospinus, H. pluriflorus, H. subtilispinus* y presenta dificultades para definir sus especies. Las abundantes descripciones realizadas reflejan la gran variabilidad morfológica que este presenta. *H. decumbens* posee muchos basiónimos y sinónimos, esto debido fundamentalmente a la variabilidad de ciertos caracteres como: el tamaño, grosor y color de las espinas. *H. decumbens* se caracteriza por poseer tallos decumbentes; 1 a 2 espinas centrales de color y tamaño variable; flores actinomorfas, blancas y nocturnas. Anderson (2001) y Ostolaza (2015) consideran como válida a *H. australis*, sin embargo, Hunt *et al.* (2006), Calderón *et al.* (2007) y Hunt (2016) la consideran como un sinónimo de *H. decumbens*; en este trabajo se considera la opinión de Hunt *et al.* (2006) y Hunt (2016), porque en observaciones de campo, se pudo encontrar individuos con caracteres intermedios entre *H. decumbens y H. australis* (la diferencia entre *H. decumbens y H. australis* se presenta en el grosor de las espinas). *H. pluriflorus*, fue relacionado con *H. platinospinus* y en algunos casos tomándolo como un sinónimo (Hunt *et al.*, 2006; Calderón *et al.*, 2007; Hunt, 2016) o como una variedad (Ritter, 1981) de *H. platinospinus*, no obstante, otros autores la consideran como válida (Anderson, 2001; Ostolaza, 2015), en este trabajo se considera válida a *H. pluriflorus*, ya que presenta ciertas diferencias con *H. platinospinus*, como el hábito (decumbente para *H. platinospinus,* erectos o ascendentes para *H. pluriflorus*), número de costillas (13-15 en *H.*

platinospinus, 8-13 en *H. pluriflorus*), número de espinas centrales (1-4 en *H. platinospinus,* 1-2 en *H. pluriflorus*). *H. subtilispinus*, es un taxón descrito por Ritter (1981) cuya localidad tipo se menciona a Atico. Calderón *et al*. (2007) y Ostolaza (2015) mencionan que *H. subtilispinus* es un sinónimo de *H. decumbens*, Hunt (1999) y Anderson (2001) la consideran válido, pero Hunt *et al*. (2006) y Hunt (2016) no la mencionan. En salidas de campo a la localidad tipo (Atico), se encontró una población cuyas características concuerdan con el protólogo de *H. subtilispinus*. Claramente *H. subtilispinus* difiere de *H. decumbens*, porque la primera presenta un hábito erecto o ascendente, 10-15 espinas centrales, amarillentas con los ápices pardos y dúctiles en tanto que *H. decumbens* es decumbente, con 1 a 2 espinas centrales, mayormente rojizas, amarillentas y negras. *Haageocereus* merece una revisión profunda de sus especies para así esclarecer muchas dudas en cuanto a su taxonomía.

Haageocereus se distribuye desde los ecosistemas de lomas (*H. decumbens* y *H. subtilispinus*) en las provincias de Caravelí (Atiquipa, Chala, Atico), Camaná e Islay, hasta las vertientes occidentales en valles áridos y matorrales (*H. platinospinus* y *H. pluriflorus*) en las provincias de Arequipa (Batolito de la Caldera, Yura), Castilla (Ongoro, Andamayo, Ayo) y La Unión (Judiopampa). En este caso se amplía la distribución de *H. subtilispinus* a las lomas de Atiquipa y *H. pluriflorus* a la parte baja del Cañón de Cotahuasi (Judiopampa).

En Arequipa *Lobivia* está representada solo por *L. pampana.* Anderson (2001) y Hunt *et al*. (2006) consideran a *Lobivia* como sinónimo de *Echinopsis*. Albesiano (2012) realiza un análisis molecular de algunos géneros de la tribu Trichocereae e indica que *Lobivia* debe tratarse provisionalmente como género válido, Ostolaza (2015) acepta la opinión de Albesiano (2012) y Hunt (2016) indica que nombrar tanto *Echinopsis* como *Lobivia* es aceptado. *Lobivia* se distribuye en las zonas altoandinas de las provincias de Arequipa, Castilla, Caylloma y La Unión.

Loxanthocereus en Arequipa presenta 6 especies: *L. hystrix, L. gracilis, L. jajoianus, L. peculiaris, L. riomajensis* y *L. sextonianus.* Gran parte de *Loxanthocereus* fue incluido en *Cleistocactus* debido a la coloración de las flores, simetría zigomorfa y al llamado síndrome de polinización por colibríes (Hunt, 1987; Anderson, 2001; Hunt *et al.*, 2006). Ostolaza (2011, 2015) considera válido al género *Loxanthocereus* debido a que ya existen estudios moleculares que indican que *Loxanthocereus* debe separarse de *Cleistocactus*. Recientemente, Hunt (2016), menciona que *Loxanthocereus* está incluido en *Borzicactus.* Hunt (1999), Anderson (2001) y Hunt *et al*. (2006), presentan a *L. sextonianus* con varios sinónimos, entre los cuales se menciona a *L. gracilis* y *L. riomajensis*, sin embargo, estas especies son consideradas válidas por Ostolaza (2015). En la visita a las localidades tipo, se pudo encontrar poblaciones de *L. gracilis*, *L. riomajensis* y *L. sextonianus*. Las diferencias morfológicas entre *L. gracilis* y *L. sextonianus* se encuentran en el número de espinas radiales (*L. gracilis* con 8 espinas radiales y *L. sextonianus* con hasta 30 espinas radiales). *L. riomajensis*, se caracteriza por su hábito erecto o ascendente (a diferencia de *L. sextonianus* y *L. gracilis* que son decumbentes).

Loxanthocereus se distribuye en Arequipa desde los ecosistemas de lomas (*L. sextonianus*, *L. gracilis y L. peculiaris*), hasta las vertientes occidentales (*L. hystrix*, *L. jajoianus* y *L. riomajensis*) en Arequipa, Caravelí y Condesuyos. En este caso se amplía la distribución de *L. peculiaris* a las lomas de Atiquipa y Chala, y de *L. hystrix* a la margen norte de la provincia de Caravelí.

Tanto *L. gracilis* (Caravelí: Atiquipa, Atico, y Camaná), *L. jajoianus* (Arequipa: Yura) como *L. riomajensis* (Condesuyos: Arequipilla) son endémicos del departamento.

Se registran dos especies de *Austrocylindropuntia*: *A. subulata* subsp. *exaltata* y *A. floccosa.* Este género fue tratado por Barthlott & Hunt (1993) y Hunt (1999) como *Opuntia*. Años más adelante, Wallace & Dickie (2001) realizan estudios moleculares en la subfamilia Opuntioideae, donde reconocen a *Austrocylindropuntia* como válida e indican que esta se encuentra muy cercana a *Cumulopuntia*. Hunt (2011), mediante estudios moleculares sitúa a *Austrocylindropuntia* en la tribu Tephrocacteae y describe al nuevo género *Punotia*, con una sola especie *P. lagopus*, la cual antes se ubicaba en *Austrocylindropuntia*, posteriormente Ritz *et al.* (2012) ratifica lo indicado por Hunt (2011). *A. subulata* subsp. *exaltata* anteriormente era tratada como *A. exaltata*, sin embargo, Hunt *et al.* (2006) considera a esta como una subespecie de *A. subulata* y menciona que tanto *A. subulata* subsp. *subulata* y *A. subulata* subsp. *exaltata* se diferencian en la coloración y tamaño de las espinas. *A. floccosa* presenta muchos sinónimos y basiónimos, esto debido a la gran variación morfológica (poblaciones con formas intermedias). Ostolaza (2015) subdivide a *A. floccosa* en 2 subespecies e indica que las diferencias más resaltantes se encuentran en el hábito y el color de las flores, en este caso la subespecie distribuida en Arequipa es *A. floccosa* subsp. *floccosa*.

Austrocylindropuntia se encuentra restringida a las vertientes occidentales (*A. subulata* subsp. *exaltata*) y parte altoandina (*A. floccosa*) de Arequipa, en las provincias de Caravelí (Sondor), Caylloma (Tocra, Chichas) y La Unión (Huaynacotas, Puyca).

Cylindropuntia, género originario de Norte América e introducido a Sudamérica. Se caracteriza por presentar tallos cilíndricos y espinas cubiertas con un estuche papiráceo. En Arequipa se ha registrado solo a *C. tunicata* (Ostolaza, 2016; Ostolaza, 2011), no obstante, las características de individuos vistos en campo indicarían la presencia de dos especies. Bravo-Hollis (1978) menciona que la diferencias entre *C. rosea* y *C. tunicata* se da en el hábito (*C. rosea* son arbustos altos con un tronco bien definido y *C. tunicata* son arbustos más o menos cespitosos con tronco corto) y color de las flores (*C. rosea* con flores rosadas a púrpura y *C. tunicata* con flores amarillas).

Durante el trabajo de campo en Atiquipa, Cotahuasi y Ayo, se observa que las poblaciones de *Cylindropuntia* presentan un hábito arbustivo, tallo definido y flores rosado-púrpura. En la localidad de lomas de Yuta en Islay, también se pudo encontrar a *Cylindropuntia*, pero esta vez con un hábito un tanto cespitoso y sin un tallo central muy definido (no se observaron flores). Tomando en cuenta lo considerado por Bravo-Hollis (1978), se puede indicar que en Arequipa se distribuyen *C. rosea* y probablemente *C. tunicata* ya que sus flores no fueron vistas.

Cylindropuntia se distribuye en lomas de Caravelí e Islay, y vertientes occidentales en Ayo, provincia de Castilla y Cotahuasi en la provincia de La Unión.

Cumulopuntia es un género distribuido en los Andes centrales de Sudamérica. En Arequipa se considera a 10 especies: *C. boliviana* subsp. *ignescens*, *C. corotilla*, *C. crassicylindrica*, *C. ignota*, *C. leucophaea*, *C. mistiensis*, *C. multiareolata*, *C. sphaerica*, *C. unguispina* y *C. zenhderi*. Al igual que *Austrocylindropuntia*, *Cumulopuntia* fue tratada como *Opuntia* por Hunt & Barthlott (1993) y Hunt (1999), posteriormente, Wallace & Dickie (2002) validan *Cumulopuntia*

mediante estudios moleculares y Stuppy (2002) indica que las características de las semillas son suficientes para considerar a *Cumulopuntia* diferente de otros géneros. La diversidad de *Cumulopuntia* ha sido variable desde que Ritter (1980) la describiera, a nivel Sudamericano, Anderson (2001) y Stuppy (2002) mencionan 20 especies, Hunt *et al*. (2006) 4 especies y Hunt (2014; 2016) 10 especies, fundamentalmente la variación de la diversidad se debe a que muchos nombres descritos son considerados sinónimos de otros, por ejemplo, Hunt *et al*. (2006), sinonimizan muchas especies a *C. sphaerica* y a *C. boliviana*. Otro problema que presenta este género es la carencia de material depositado en herbarios (material tipo), lo que dificulta el estudio taxonómico. En estudios previos de este género se ha encontrado que el número de areolas de los artejos y el número de areolas de los pericarpelos y frutos son más o menos constantes. Actualmente se viene trabajando en la taxonomía de este género en el departamento de Arequipa; resultados preliminares indican una diversidad de 10 especies (de las cuales 6 son endémicas), número considerable que estaría representando el 83% de la cantidad de especies indicada por Ostolaza (2015).

Cumulopuntia se encuentra distribuida ampliamente desde los ecosistemas de lomas de Camaná (Arantas), Caravelí (Atiquipa, Chala) e Islay (Yuta, Mejía), pasando los valles áridos de Caravelí (Chaparra) y Castilla (Andamayo, Cerro Negro), vertientes occidentales de Arequipa, Caravelí, Castilla, Condesuyos y La Unión, hasta la zona altiplánica de las provincias de Arequipa, Caylloma, Condesuyos, Castilla y La Unión.

Matucana, representado solo *Matucana haynei* subsp. *hystrix*. Género descrito por Britton & Rose (1922), el cual se caracteriza por la forma globosa o cilíndrica de los tallos, flores mayormente sin pelos y frutos secos generalmente con dehiscencia lateral. *Matucana* es relacionada a otros géneros como *Oreocereus, Oroya* y *Denmoza* (Anderson, 2001). Backeberg (1959) y Ritter (1965) describieron los géneros *Submatucana* y *Eomatucana* respectivamente, sin embargo, los caracteres usados para estos no son suficientes para definirlos (Ostolaza, 2015). Se distribuye en las vertientes occidentales, hacia el norte del departamento de Arequipa en las provincias de Caravelí (Sifuentes, Sondor, Pirca) y La Unión (Pampamarca).

Oreocereus presenta 2 especies para Arequipa: *O. empelianus* y *O. hendrikseianus.* Originalmente *Oreocereus* estaba conformado por especies cuyas areolas presentaban pelos muy largos; las flores en los tallos tienen un origen apical o subapical; los frutos son secos y dehiscentes (por un poro basal). Actualmente los géneros *Arequipa* y *Morawetzia* se han incluido en *Oreocereus*. *O. hendrikseianus* es considerado como un sinónimo de *O. leucotrichus* por varios autores (Hunt, 1999; Anderson, 2001; Hunt *et al*., 2006; Hunt, 2016), sin embargo, Ostolaza (2015) lo mantiene como válido e indica que se diferencia de *O. leucotrichus* en el hábito (tamaño y grosor de los tallos), la disposición de las espinas y la cantidad de pelos. *Oreocereus* se distribuye en las vertientes occidentales y puna, en las provincias de Caravelí (Pirca), Condesuyos (parte alta de Chuquibamba) y Arequipa (Pampa de Arrieros).

Opuntia en Arequipa está representada por 1 especie silvestre y una naturalizada: *O. pestifer* y *O. stricta* respectivamente. *Opuntia pestifer*, es considerada sinónimo de *O. pubescens* por Hunt (1999), Anderson (2001), Hunt *et al*. (2006) y Hunt (2014), no obstante, Ostolaza (2011:2015) menciona que *O. pubescens* se distribuye en México y

Guatemala y que lo correcto es nombrarla como *O. pestifer*. *O. stricta* se distribuye naturalmente al sudeste de EEUU, Este de México y Cuba, no obstante, ha sido introducida en muchos lugares del mundo (Anderson, 2001). Inicialmente la población de *O. stricta* fue identificada como *O. dilleni*, debido a que era un taxón válido, actualmente Hunt *et al*. 2006 y Hunt, 2014 mencionan que *O. dilleni* es un sinónimo de *O. stricta*. *Opuntia* se distribuye en los ecosistemas de lomas (lomas de Atiquipa e Islay) hasta las vertientes occidentales (La Unión).

Tunilla solo representado por *T. soehrensii*. Género separado de *Opuntia* debido a la estructura del polen y el fruto (Hunt *et al*., 2006). *Tunilla* se distribuye en las zonas altoandinas de las provincias de Arequipa, La Unión, Castilla, Condesuyos y Caylloma.

Pygmaeocereus con sólo *P. bylesianus*. Género descrito por Johnson & Backeberg en 1957 el cual se caracteriza por poseer una raíz napiforme, tallos cilíndricos pequeños, costillas tuberculadas, flores infundibuliformes y nocturnas. Se menciona que *Pygmaeocereus* está relacionado a *Haageocereus*, esperando mayores observaciones y secuenciación genética para validar dicha suposición (Hunt *et al*., 2006). Anderson (2001) y Ostolaza (2011: 2015) reconocen como válidos a *P. bylesianus* y *P. familiaris*, sin embargo, Hunt *et al*. (2006) y Hunt (2016) mencionan a *P. familiaris* como un sinónimo de *P. bylesianus*. Analizando los protólogos de ambas especies se puede encontrar diferencias en el tamaño de los tallos (*P. bylesianus* con 8 cm de alto y *P. familiaris* con 2 cm de alto), número de costillas (*P. bylesianus* con 12–14 costillas, en cambio, *P. familiaris* con 9-14 costillas). En visitas realizadas a la localidad tipo de *P. familiaris* (Atico), se pudo encontrar algunas poblaciones de *Pygmaeocereus*, donde las características mencionadas para *P. familiaris* y *P. bylesinus* se encuentran de forma intermedia, es decir, dentro de la población se encuentra individuos con una altura de 2 cm y otros a veces superando los 10 cm, los caracteres de las espinas también son variables, ya que algunos presentan espinas centrales muy definidas y en otros las espinas centrales no se pueden diferenciar de las radiales. Se ha observado también que los individuos con un tamaño más corto se encuentran en campo abierto, mientras que los que presentan un tallo más largo se encuentran asociados a rocas.

Pygmaeocereus se distribuye en los ecosistemas de lomas de las provincias de Caravelí (Atiquipa, Cápac, Atico), Camaná (lomas de Quilca) e Islay (Cocachacra), prefiriendo los lugares con menos influencia de humedad.

Trichocereus está representada por 3 especies para Arequipa: *T. cuzcoensis, T. chalaensis* y *T. schoenii*. Al igual que *Lobivia*, *Trichocereus* fue incluido en *Echinopsis* debido a características en el hábito y la flor. Ritter (1981) y Kiesling (1978) no compartieron esta opinión, sin embargo, Anderson (2001) y Hunt *et al*. (2006) mantienen la posición de localizar a *Trichocereus* dentro de *Echinopsis*. Recientemente, estudios realizados por Albesiano (2012), Albesiano & Terrazas (2012), Albesiano & Kiesling (2012) y Schlumpberger & Renner (2012), muestran que *Trichocereus* debe tratarse como un género válido. *T. uyupampensis* fue descrito por Backeberg (1936) procedente de la localidad de Uyupampa, el protólogo de esta especie muestra una descripción muy corta con pocos datos acerca de las características de la especie, tampoco se indica material tipo. Hunt *et al*. (2006) trata a *T. uyupampensis* como un sinónimo de *T. glaucus*, aunque con cierta reserva. Albesiano

(2012) incluye a *T. glaucus* como sinónimo de *T. uyupampensis*, mencionando que *T. uyupampensis* se distribuye en Arequipa, Moquegua y Arica (Chile). Albesiano (2012) se basó en Backeberg (1977) para reunir a *T. glaucus* en *T. uyupampensis*, mencionando que muchas de las características de ambos son muy afines. Hunt (2016), indica a *T. uyupampensis* como sinónimo de *T. chalaensis*, a pesar de ello, Anderson (2001) y Ostolaza (2015) lo indican como válido. En reiteradas visitas a la localidad de Uyupampa no se pudo localizar a *T. uyupampensis*, sin embargo, en la localidad de Quiscos que esta adyacente a Uyupampa, se encontró una población de *Trichocereus*, la cual no se ajusta a la descripción de *T. uyupampensis.* La población vista en Quiscos se encuentra restringida a un cerro en cuya parte baja "cruzan" las vías del tren, presumiblemente Backeberg viajo por esta vía observando esta población y describiéndola posteriormente, no obstante, es posible que no se detuviera a recolectarla ya que la estación más cercana se encuentra a aprox. 4.5 km y en sus publicaciones no muestra alguna fotografía; Anderson (2001) menciona que Backeberg describió una especie de *Oreocereus* desde el tren en el cual se encontraba viajando y de igual forma, éste en sus publicaciones no presentó fotografías de esta especie. La población vista en Quiscos presenta tallos algunas veces rastreros, pendientes o erectos de hasta 2.5 m de alto y su diámetro supera los 8 cm; espinas hasta 10, 1 o 2 espinas centrales; flor con antesis nocturna, blanca hacia el interior y con algunos tépalos pardo-rojizos hacia el exterior; el fruto es verdusco con abundantes pelos, dehiscente. Según los datos obtenidos y comparándolo con el protólogo de *T. uyupampensis*, las características del hábito y el diámetro del tallo difieren en gran medida. Una especie muy a fin a la encontrada en Quiscos y cuyas características concuerdan es *T. schoenii*, en las visitas de campo a la localidad tipo de *T. schoenii*, se pudo evaluar algunas poblaciones de esta especie, encontrado el hábito arbustivo, tallos mayormente erectos, pero algunas veces pendientes o rastreros. *T. schoenii* ha sido relacionado por Hunt *et al*. (2006) a *T. cuzcoensis* y Hunt (2016) a *T. pachanoi*, sin embargo, Anderson (2001) y Ostolaza (2015) lo consideran como un taxón válido. En este trabajo no se considera a *T. uyupampensis* hasta encontrar una buena tipificación de acuerdo al protólogo.

Trichocereus se distribuye desde los ecosistemas de lomas en las provincias de Caravelí (Atiquipa, Chala) e Islay (Yuta) hasta las vertientes occidentales en las provincias de Arequipa, Condesuyos (Chuquibamba), La Unión (Cotahuasi) y Caylloma (Chivay, Maca).

Weberbauerocereus está representado por 3 especies: *W. cephalomacrostibas*, *W. rauhii* y *W. weberbaueri*. *Weberbauerocereus* es relacionado con *Rauhocereus, Yungasocereus, Haageocereus* y *Cleistocactus* (Barthlott & Hunt, 1993; Anderson, 2001; Arakaki, 2002; Hunt *et al.* 2006). Hunt *et al*. (2006) aceptan provisionalmente a *Weberbauerocereus* debido a que son necesarios estudios moleculares para entender las relaciones entre los Trichocereae del Perú. *W. weberbaueri* presenta variabilidad en su morfología, lo que causó que se consideren 3 especies diferentes y cuatro variedades; actualmente reunidas en una sola (Arakaki, 2002), estudios en la polinización de esta especie han demostrado que las variedades se hibridizan entre sí (Sahley, 1996). Hunt *et al*. (2006) indica que *W. rauhii* es tal vez una forma boreal de *W. weberbaueri*, no obstante, Anderson (2001) y Ostolaza (2015) la consideran válida; en visitas de campo a la localidad de distribución de *W. rauhii*, y comparándolo con *W. weberbaueri*

ambos son fácilmente distinguibles. *W. cephalomacrostibas*, fue descrito originalmente por Werdermann y Backeberg (1931) como *Cereus cephalomacrostibas*, más adelante Backeberg (1935) lo trasladó a *Trichocereus*. Ritter (1981) indica que el tamaño de la flor, como la apertura no es característico de *Trichocereus* y lo traslada a *Weberbauerocereus*. En la visita a la localidad tipo se encontró algunas poblaciones de esta especie y se observó que las flores corresponden a *Weberbauerocereus* (tubo en forma de S, apertura estrecha) tal como menciona Ritter.

Weberbauerocereus se distribuye desde los ecosistemas de lomas en Caravelí (*W. weberbaueri*), Islay (*W. cephalomacrostibas*) hasta las vertientes occidentales de la provincia de La Unión (*W. rauhii*), Arequipa, Castilla, Condesuyos y Caravelí (*W. weberbaueri*).

En este trabajo se excluyen los registros de *Mila nealeana, Punotia lagopus y Borzicactus roseiflorus*.

Mila nealeana, Ritter (1981) menciona como distribución más austral de esta especie a la localidad de Quicacha, en la provincia de Caravelí, no volviéndose a recolectar muestras de esta especie hasta el momento. En las visitas de campo realizadas, tampoco fue posible hallar alguna población o individuo. Mayores exploraciones, tal vez ayudarán a corroborar lo indicado por Ritter (1981).

Punotia lagopus. Algunos autores mencionan su presencia para el departamento de Arequipa (Rauh, 1957; Backeberg, 1958; Backeberg, 1977, Brako & Zarucchi, 1993), en tanto que, otros indican su presencia solo para los departamentos de Cusco y Puno (Hunt *et al*., 2006; Hunt, 2014; Ostolaza, 2015). En la realización de este trabajo no se pudo identificar alguna población o individuo.

Borzicactus roseiflorus también es excluida y fue descrita originalmente como *Akersia roseiflora*, cuya localidad tipo se menciona a Chala; Backeberg (1977) usa esta distribución, aunque con cierta duda. Brako & Zarucchi (1993), tratan a esta especie como un sinónimo de *Cleistocactus samaipatensis* lo cual se considera un error. Ostolaza (2015) manifiesta que la procedencia de esta especie es dudosa. Knize (1969), precisa que la localidad de distribución es dudosa, y que la registró hacia el norte del país, en las localidades de Olmos, Pucará y en Ecuador en Gonzamana. Recientemente, Charles (2012), realizó un estudio donde menciona a *B. roseiflorus* como una subespecie de *B. icosagonus*, e indica que su distribución se da en Loja, Ecuador. Con estos datos, se puede precisar que *B. roseiflorus* no se encuentra distribuido en Arequipa, tal como precisa el protólogo de la especie.

Agradecimientos

A Luis Villegas, Daniel Montesinos, Michael Espinoza, David Hunt y Antonio Quiroz por la colaboración en viajes, fotografías y datos sobre la distribución de algunas especies. A Estrella Mamani, Mary Mamani, Kelly Chávez, Cesar Luque, Yesari Isla, Ronny Lázaro y Károl Durand, por la colaboración en algunas salidas de Campo. Al Instituto Científico Michael Owen Dillon y al Herbario Sur Peruano, por la disponibilidad de sus instalaciones y sus colecciones botánicas, y al Proyecto IBA-00037-2016 Cienciactiva-UNSA por contribuir con el financiamiento en las salidas de campo.

Contribución de los autores

A. P.: Coordinador de los trabajos de campo en la toma de datos de los taxones y de datos ecológicos, toma de fotografías

y recolecta de muestras botánicas; responsable de la elaboración de las figuras y de escribir el primer borrador, realizando correcciones cada vez que se realizaban las observaciones, hasta obtener la versión final. V. Q.: Contribuyó en la obtención de datos en las excursiones de campo para la morfología de los taxones, datos geográficos, recolección de muestras botánicas, toma de fotografías y corrección del manuscrito.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Albesiano, S. & R. Kiesling. 2012. Identity and Neotypification of *Cereus macrogonus*, the Type Species of the Genus *Trichocereus* (Cactaceae). Haseltonia 17: 24-34.

Albesiano, S. & T. Terrazas. 2012. Cladistic Analysis of Trichocereus (Cactaceae: Cactoideae: Trichocereeae) Based on Morphological Data and Chloroplast DNA Sequences. Haseltonia 17: 3-23.

Albesiano, S. 2012. A New Taxonomic Treatment of the Genus *Trichocereus* (Cactaceae) in Chile. Haseltonia 18: 116-139.

Anderson, E. F. 2001. The Cactus Family. Portlant, Oregon: Timbres Press.

Arakaki, M. 2003. Relaciones Taxonómicas en el Género Peruano *Weberbauerocereus* Backeberg. Quepo 17: 62-72.

Arakaki, M.; C. Ostolaza; F. Cáceres & J. Roque. 2006. Cactaceae endémicas del Perú. En León B., Roque J., Ulloa Ulloa C., Pitman N., Jorgensen P. M. & Cano A. Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Perú. Rev. Per. Biol. 13 (2): 193-219.

Arakaki, M.; C. Pascal-Antoine; R. Nyffeler; A. Lendel; U. Eggli; O. Matthew; E. Spriggs; M. Moore & E. Edwars. 2011. Contemporaneus and Recent Radiations of the World's Major Succulent Plant Lineages. PNAS 108 (20): 8379-8384.

Areces, A. 2004. Cactaceae. In: N. Smith, S. A. Mori, A. Henderson, D. W. Stevenson & S. V. Heald. Flowering Plants of the Neotropics. 73-76. Princeton University Press, New York, EEUU.

Backeberg, C. 1931. Neue Kakteen. Jagden, Arten, Kultur. Frankfurt (Oder).

Backeberg, C. & F. M. Knuth. 1935 [1936]. Kaktus-ABC. Gyldendals Forlagstrykkeri, Dinamarca.

Backeberg, C. 1958-1962. Die Cactaceae. 6 Vols. Jena. Gustav Fisher Verlag.

Backeberg, C. trs. & L. Glass. 1977. Cactus Lexicon. Poole: Blandford Press

Barthlott, W. & D. R. Hunt. 1993. Cactaceae. En Kubitzki, K. (ed.) The Families and Genera of Vascular Plants 2: 161-197. Berlin etc: Springer verlag.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the flowering plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. 45. St. Louis: Missouri Botanical Garden.

Bravo-Hollins, H. 1978. Las Cactáceas de México. Tomo 1. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. México.

Britton, N. L. & J. N. Rose. 1919-1923. The Cactaceae. 4 Vols. Washington: Carnegie Institution.

Calderón, N.; D. Zappi; N. Taylor & A. Ceroni. 2007. Taxonomy and Conservation of the genus *Haageocereus* (Werderm. & Backeb.) Backeb. in Peru. Bradleya 45: 45-124.

Donald, J. D. & G. D. Rowley. 1966. Reunion of the Genus *Neoporteria*. Cactus and Succulent Journal of Great Britain 28 (3): 54-58.

Galán de Mera, A.; E. Linares Perea; J. Campos de la Cruz & J. A. Vicente Orellana. 2009. Nuevas observaciones sobre la vegetación del sur del Perú. Del Desierto Pacífico al Altiplano. Acta Botanica Malacitana 34: 107-144.

Gbif.org. 2017. *Species Search*. [online] Available at: http://www.gbif.org/species [Accessed 1 Mar. 2017].

Charles, G. 2012. Observations on *Borzicactus icosagonus* (Kunth) Br. & R. and Borzicactus *humboldtii* (Kunth) Br. & R. Graham Charles. Bradleya 30: 95-102.

Griffith, P. & M. Porter. 2009. Phylogeny of Opuntioideae (Cactaceae). Int. J. Plant Sci. 170 (1): 107-116.

Hoffmann, A. E. & H. E. Walter. 2005. Cactáceas de la flora Silvestre de Chile. Segunda edición. Santiago: Fundación Claudio Gay.

Hunt, D. R. & N. Taylor. 1987. New and Unfamiliar Names of Cactaceae to be Used in the European Garden Flora. Bradleya 5: 91-94.

Hunt, D. R. 1999. CITES Cactaceae Checklist. Second Edition. Kew: Royal Botanic Gardens.

Hunt, D. R. 2011. Classification of the "Cylindroid" Opuntias of South America. Cactaceae Systematics Initiatives. 25: 5-29.

Hunt, D. R. 2014. An Interin Checklist of the Subfamilia Opuntioideae (Cactaceae) in the Caribbean Region and South America. Suculent Plant Research 8: 201-223.

Hunt, D. R. 2016. CITES Cactaceae Checklist. Third Edition. Kew: Royal Botanic Gardens.

Hunt, D. R.; N. Taylor & G. Charles. 2006. The New Cactus Lexicon. Remous Ltd. England: Somerset.

Knize, K. 1969**.** Lista de Géneros, Especies, Variedades, Subvariedades y Nombres Nuevos de la Fam. Cactaceas, Según Backeberg en el Perú. Biota 59: 372-386.

Schumann, K. 1897-1898. Gesarntbeschreibung der Kakteen. Neudamm: J. Neumann.

Kattermann, F. 1994. *Eriosyce* (Cactaceae): The genus revised and amplified. Suculent Plant Research 1. Richmond, Surrey: David Hunt.

Kiesling, R. 1978. El género *Trichocereus* (Cactaceae): I. Las especies de la Rep. Argentina. Darwiniana 21: 263-330.

Nyffeler, R. & U. Eggli. 1997. Comparative Stem Anatomy and Systematics of *Eriosyce sensu lato* (Cactaceae). Annals of Botany 80: 767-786.

Ostolaza, C. 2011. 101 Cactus Del Perú. Lima. Ministerio del Ambiente.

Ostolaza, C. 2015. Todos los Cactus del Perú. Ministerio del Ambiente.

Pauca, A. & V. Quipuscoa. 2015. *Corryocactus dillonii* (Cactaceae), una Nueva Especie de la Formación de Lomas de Arequipa, Perú**.** Arnaldoa 22(2): 313-328.

Quipuscoa, V. & I. Huamantupa. 2010. Plantas vasculares de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca, Arequipa-Perú. En Zevallos, H., Ochoa, A. & López E. Diversidad biológica de la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca. 63-88. Lima: desco, PROFONANPE, SERNANP.

Rauh, W. 1957. Beitrag zur Kenntnis der peranischen Kaktenvegetation. Sitzungsberichte der Heidelberger Akademie der Wissenschaften, Math.-naturw. Kl. 1957: 1-542.

Ritter, F. 1979-1981. Kakteen in Südamerika 1-4. Spangenberg: Friederich Ritter Selbstverlag.

Ritz, C. M.; J. Reiker; G. Charles; P. Hoxey; D. Hunt; M. Lowry; W. Stuppy & N. Taylor. 2012. Molecular Phylogeny and Character Evolution in Terete-stemmed Andean Opuntias (Cactaceae-Opuntiodeae). Mol. Phylogenet. Evol. 65: 668-681.

Schlumpberger, B. O. & S. S. Renner. 2012. Molecular phylogenetics of *Echinopsis* (Cactaceae): Polyphyly at all levels and convergent evolution of pollination modes and growth forms. Amer. J. Bot. 99(8): 1335-1349.

Simpson, M. 2006. Plant Systematics. Elsevier-Academic Press.

Stuppy, W. 2002. Seed Characters and the Classification of the Opuntioidae. Succulent Plant Research 6: 25-58.

Wallace, R. S. & S. L. Dickie. 2002. Systematic implications of chloroplast DNA sequence variation in subfam. Opuntioideae (Cactaceae). Succulent Plant Research 6: 9-24.

ANEXOS



Fig. 1. A. *Armatocereus matucanensis,* lomas de Atiquipa, Caravelí – 400 m; B. *A. riomajensis,* Batolito de la Caldera, Arequipa – 2300 m; C. *Autrocylindropuntia floccosa,* Laguna Huansococha*,* Huaynacotas, La Unión – 3900 m.

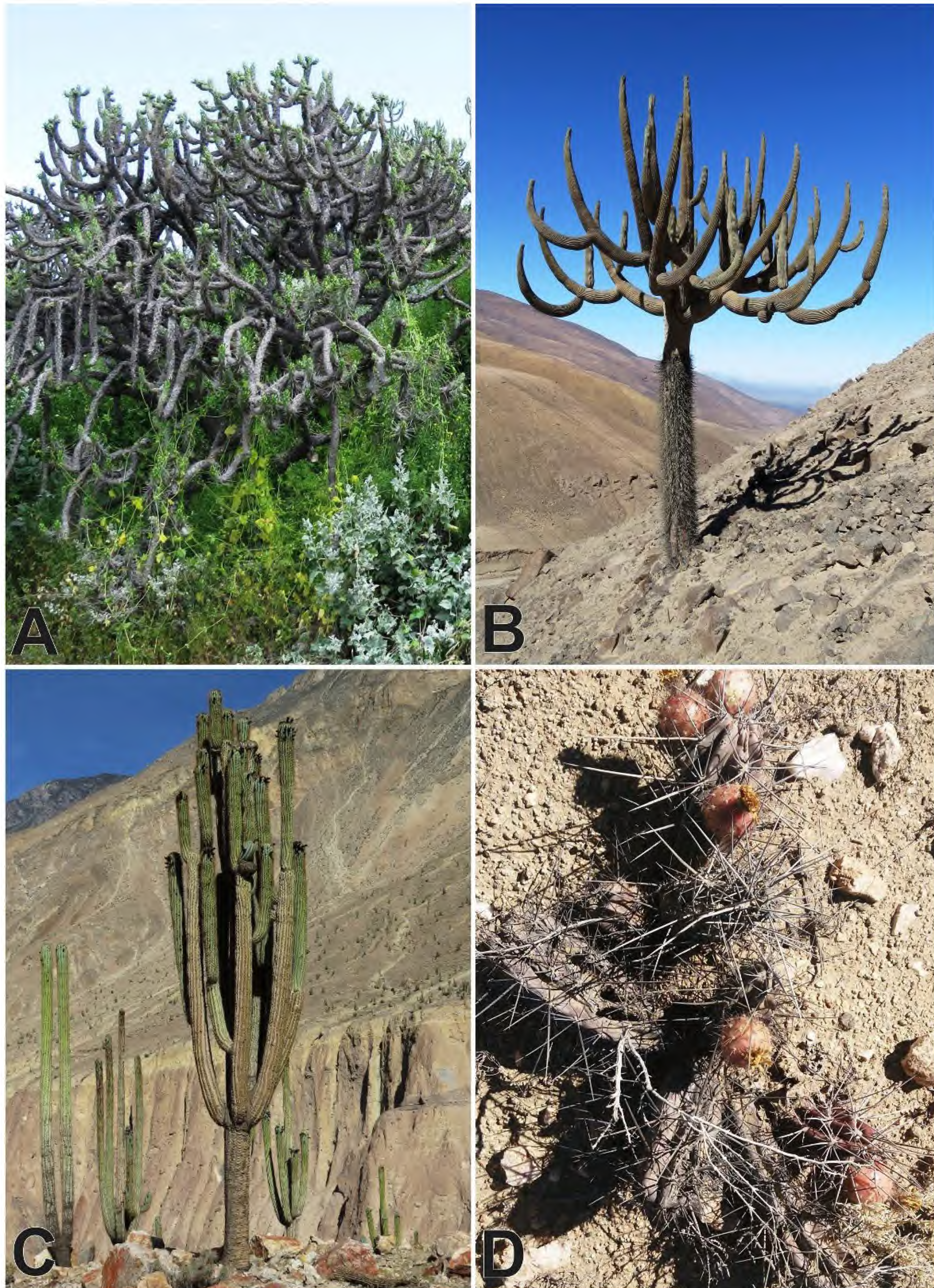


Fig. 2. A. *Austrocylindropuntia subulata* subsp. *exaltata*, Posci, Arequipa – 3000 m; B. *Browningia candelaris*, Quebrada Seca, Atiquipa, Caravelí – 1400 m; C. *B. viridis*, Judiopampa, Quechualla, La Unión, 1900 m; D. *Corryocactus acervatus*.

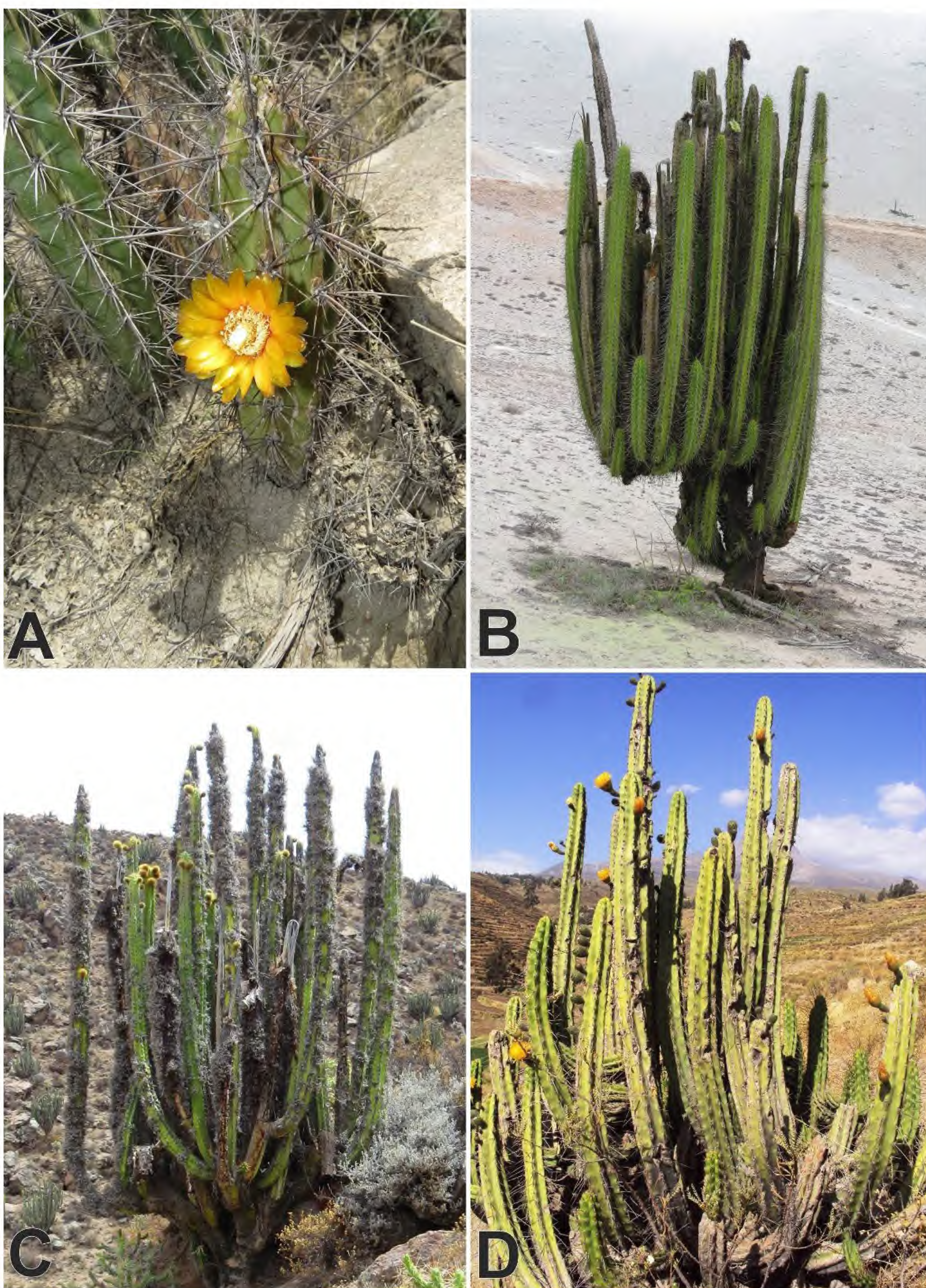


Fig. 3. A. *Corryocactus aureus*, batolito de la Caldera, Arequipa – 2300 m; B. *C. brachypetalus*, lomas de Yuta, Islay – 800 m; C. *C. brevistylus* subsp. *puquiensis*, Pujro, Pinchollo, Caylloma – 3600 m; D. *Corryocactus brevistylus*, Chiguata, Arequipa – 3100 m.



Fig. 4. A. *Corryocactus dillonii*, lomas de Yuta, Islay – 800 m; B. *C. prostratus*, Cahuamarca, Atiquipa, Caravelí – 1100 m; C. *Cumulopuntia corotilla*, Pampa de Arrieros, Yura, Arequipa – 3900 m; D. *C. crassicylindrica*, Ongoro, Valle de Majes, Castilla – 900 m.

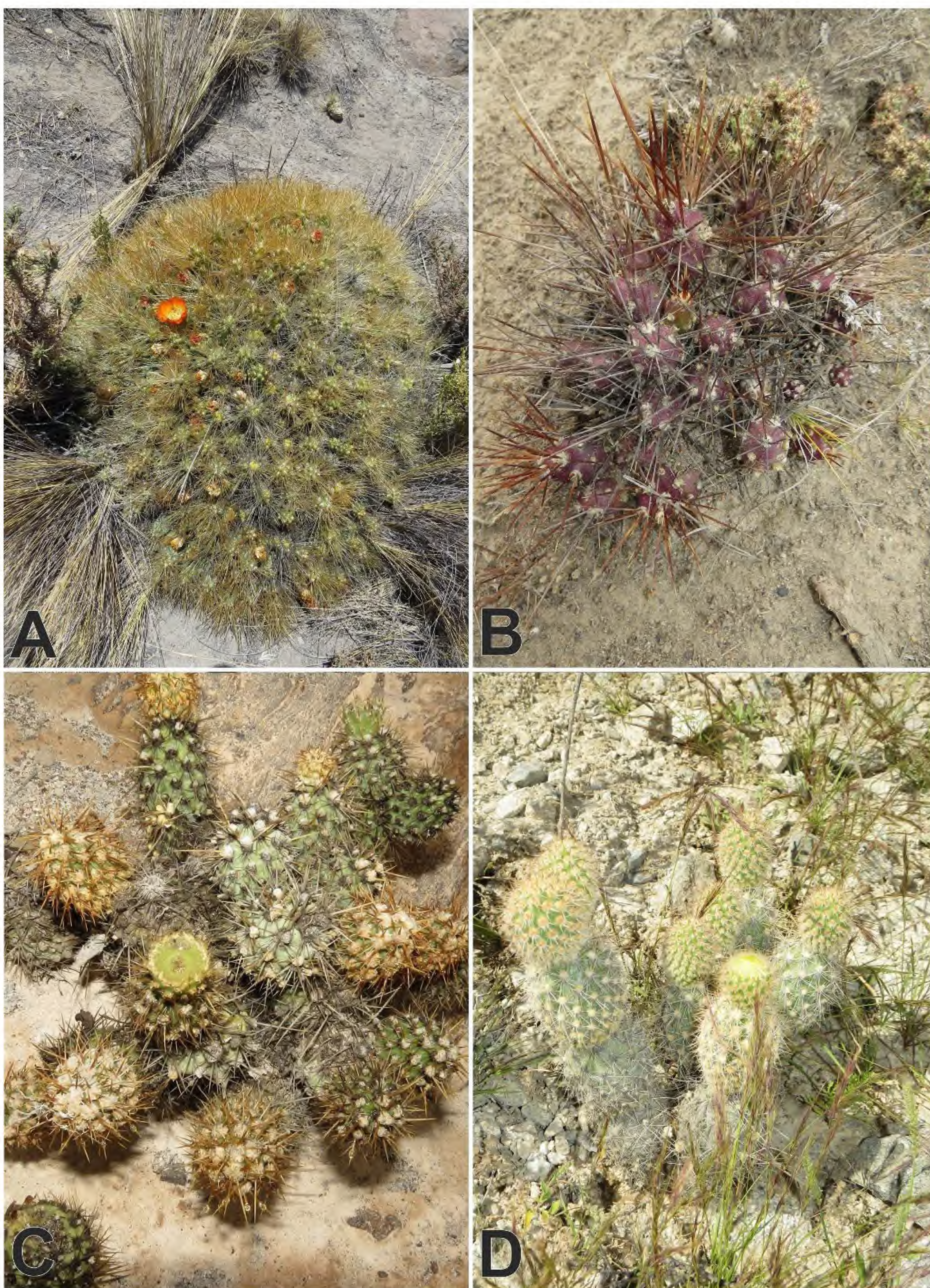


Fig. 5. A. *Cumulopuntia boliviana* subsp. *ignescens*, Pampa de Arrieros, Yura, Arequipa – 3900 m; B. *C. ignota*, Ayrampal, Yura, Arequipa – 3500 m; C. *C. leucophaea*, lomas de Yuta, Islay – 1000 m; D. *C. multiareolata*, Molino, Quicacha, Caravelí – 1700 m.

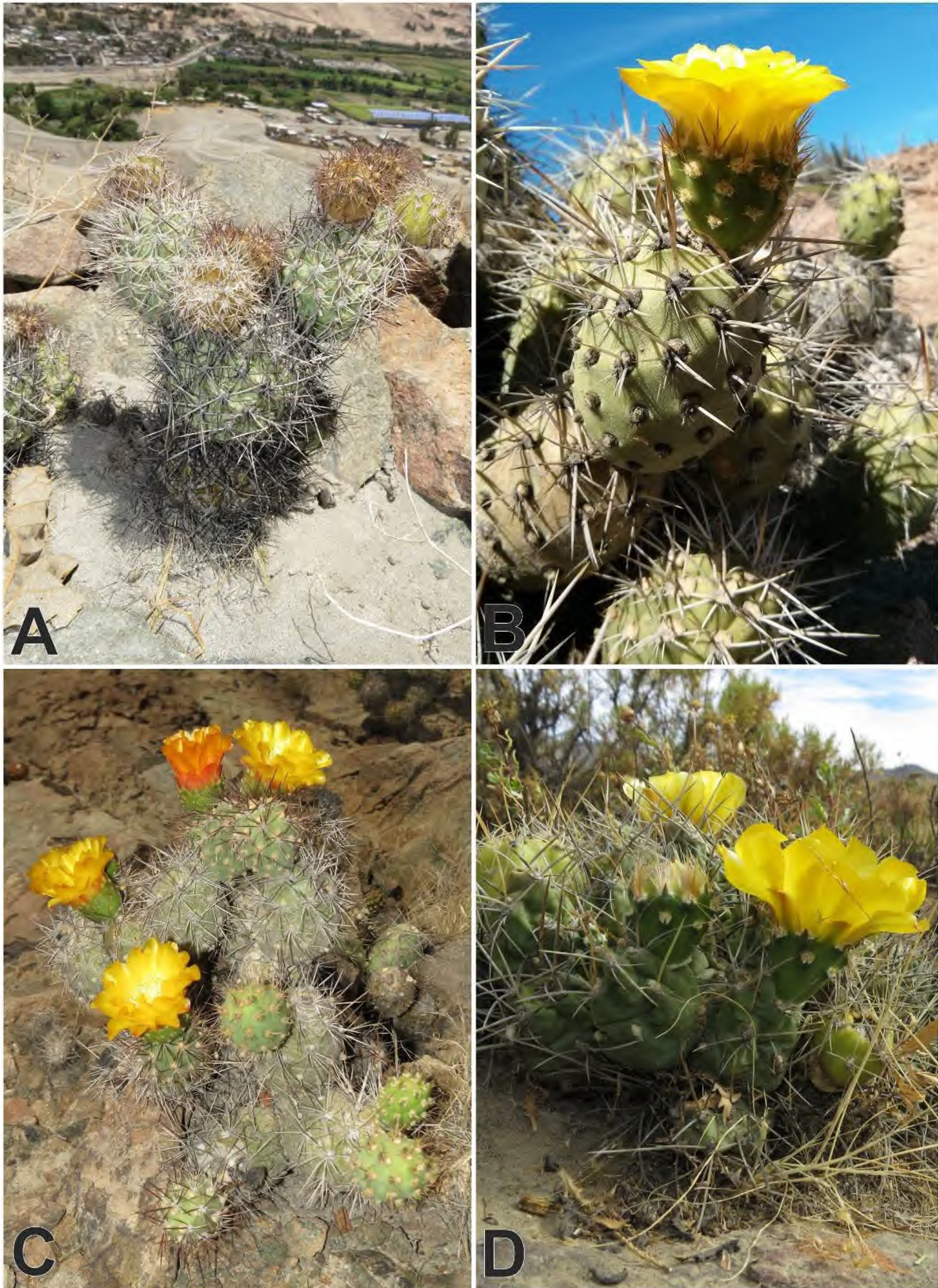


Fig. 6. A. *Cumulopuntia sphaerica*, batolito de la Caldera, Arequipa – 2000 m; B. *C. tumida*, Cahuamarca, Atiquipa, Caravelí – 1100 m; C. *C. unguispina*, batololito de la Caldera, Arequipa – 2100 m; D. *C. zehnderi*, Sondor, Caravelí – 3000 m.

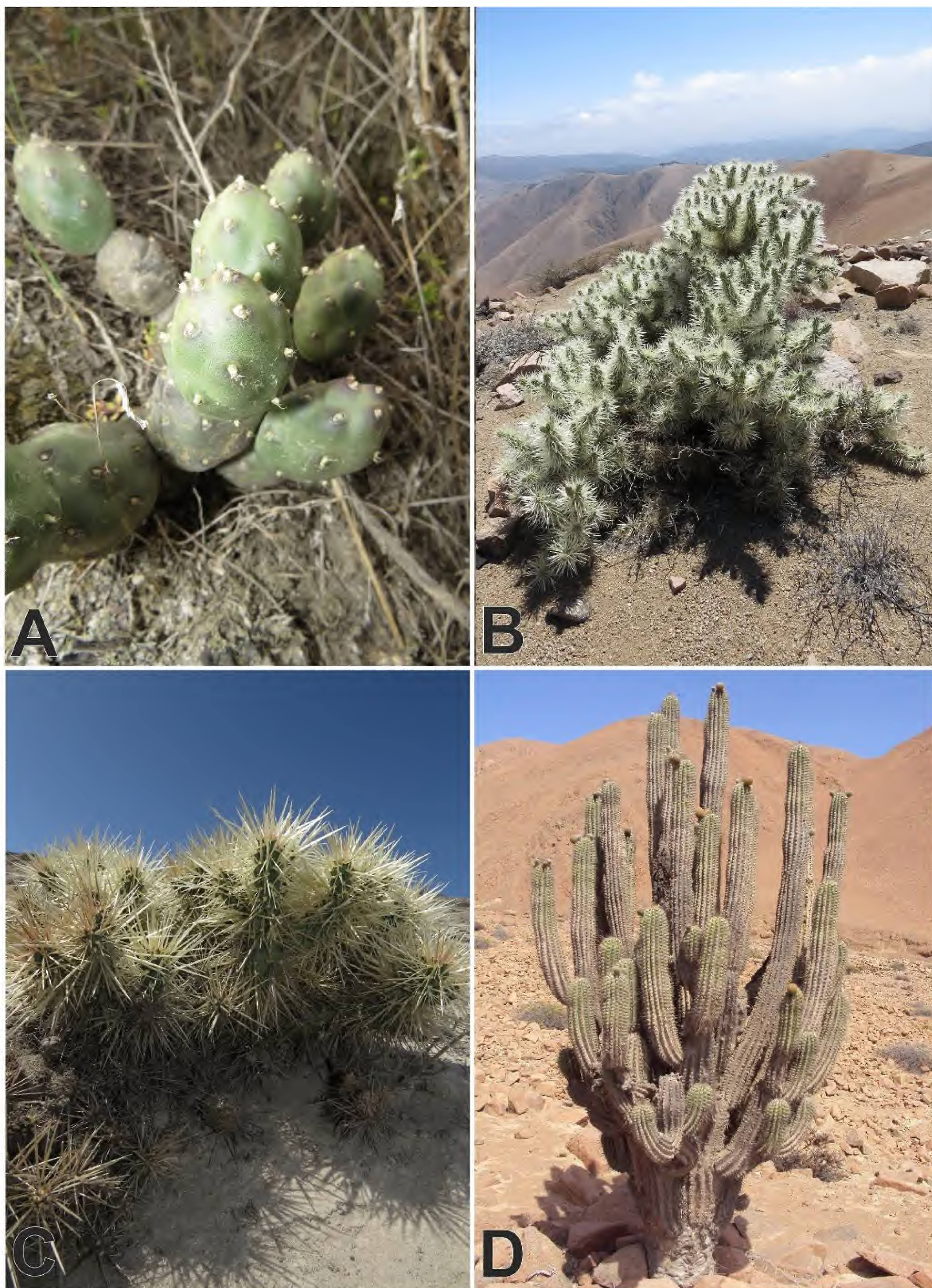


Fig. 7. A. *Cumulopuntia mistiensis*, Cachamarca, Chiguata, Arequipa – 3100 m; B. *Cylindropuntia rosea*, Lomas de Atiquipa, Caravelí – 1100 m; C. *C. tunicata*, lomas de Yuta, Islay – 800 m; D. *Eulychnia ritteri*, Mina la Tajo, Atiquipa, Caravelí – 600 m.

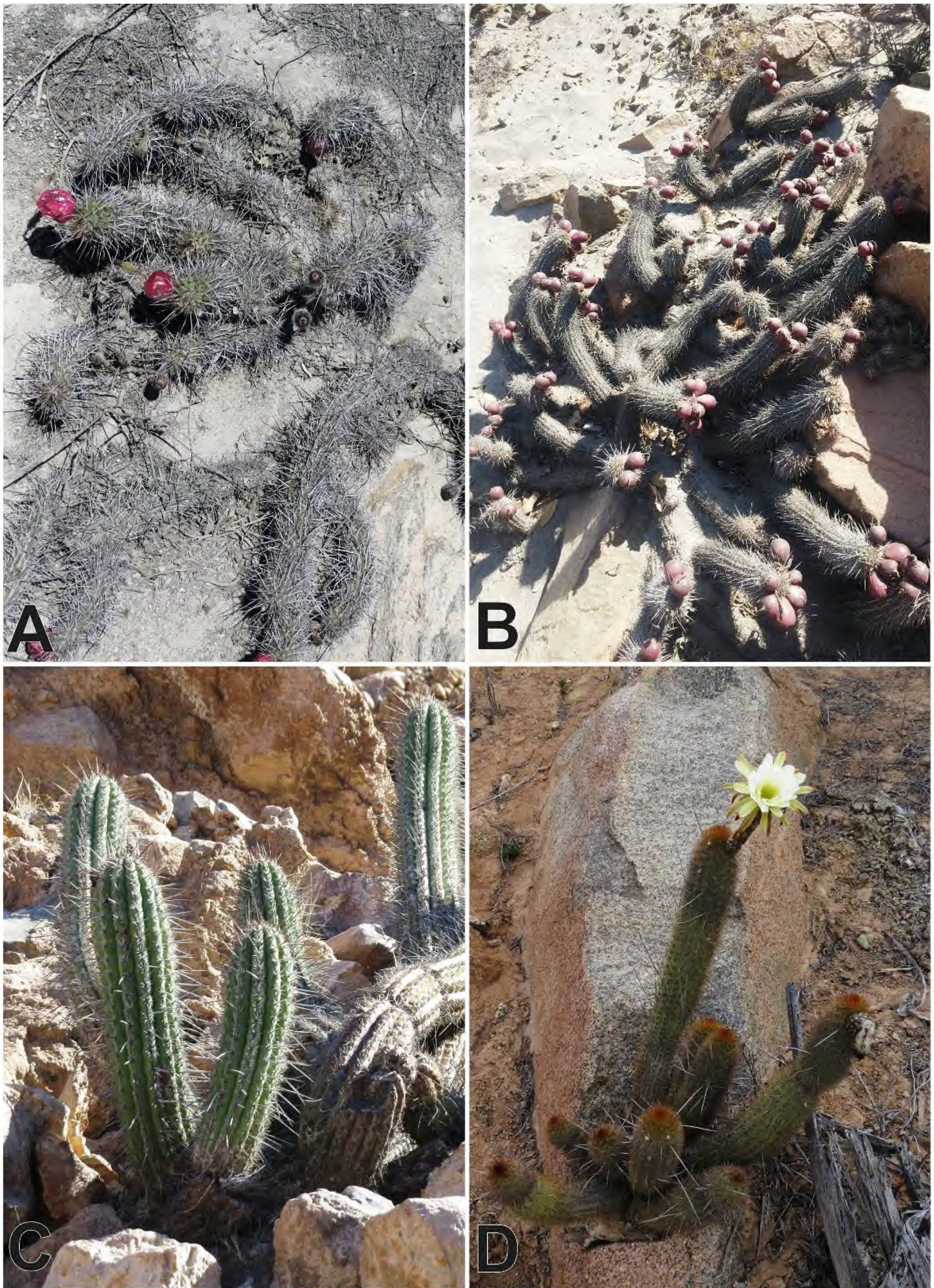


Fig. 8. A. *Haageocereus decumbens*, lomas de Yuta, Islay – 900 m; B. *H. platinospinus*, batolito de la Caldera, Arequipa – 2000 m; C. *H. pluriflorus*, Ongoro, Valle de Majes, Castilla – 900 m; D. *H. subtilispinus*, Ayparipa, lomas de Atiquipa, Caravelí – 200 m.

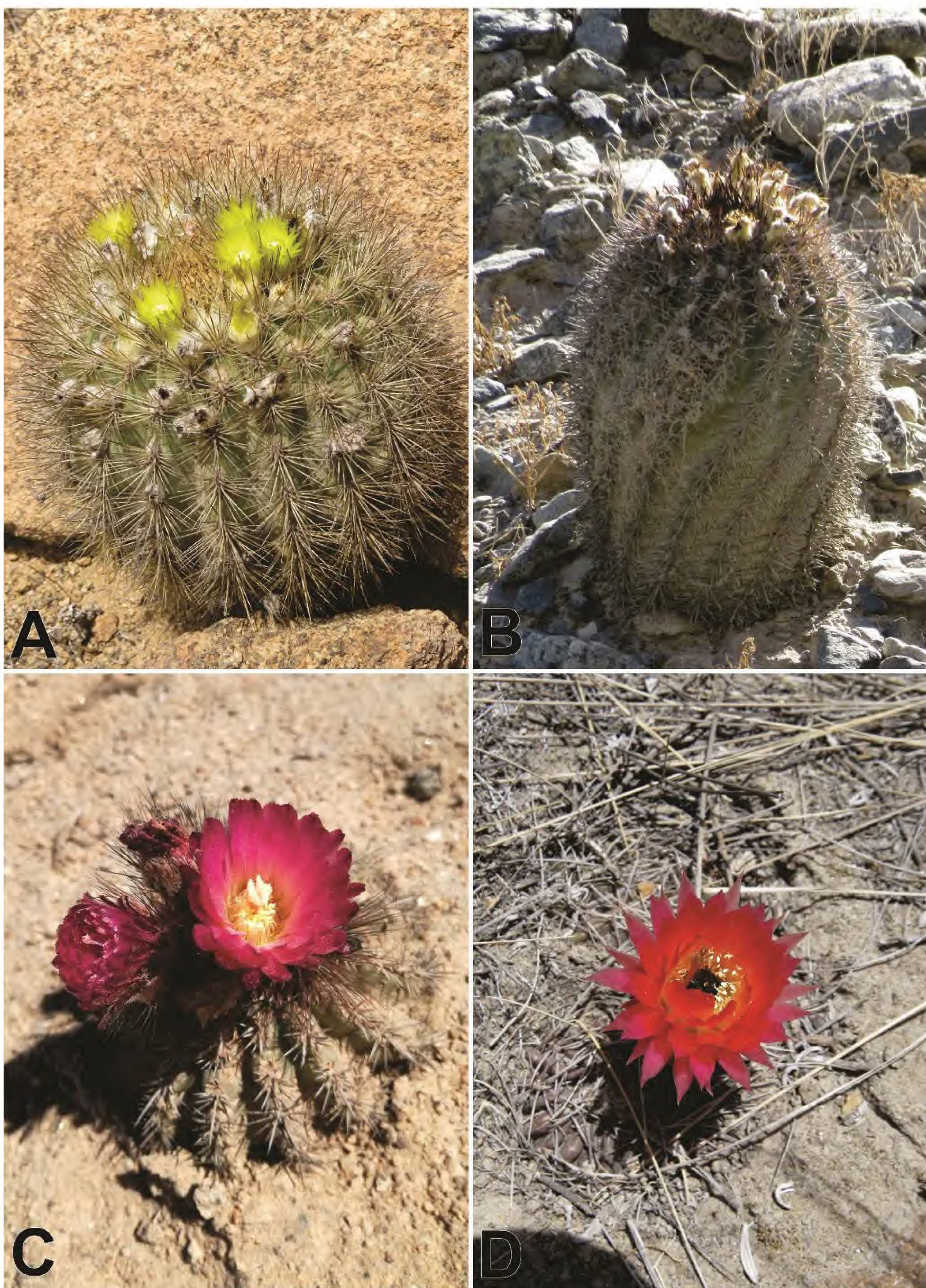


Fig. 9. A. *Islaya islayensis*, Ayparipa, lomas de Atiquipa, Caravelí – 200 m; B. *I. islayensis* subsp. *grandis*, Ongoro, Valle de Majes, Castilla – 900 m; C. *Islaya divaricatiflora*, Lomas de Camaná, Camaná – 900 m; D. *Lobivia pampana*, Pampa de Arrieros, Yura, Arequipa – 3800 m.



Fig. 10. A. *Loxanthocereus gracilis*, Quebrada Don Julio, lomas de Atiquipa, Caravelí – 250 m; B. *Loxanthocereus hystrix*, Suncho Pampa, Huanu Huanu, Caravelí – 2900 m; C. *L. jajoianus*, Ccapua, Yura, Arequipa – 2200 m; D. *L. peculiaris*, Cusihuaman, lomas de Atiquipa, Caravelí – 1000 m.

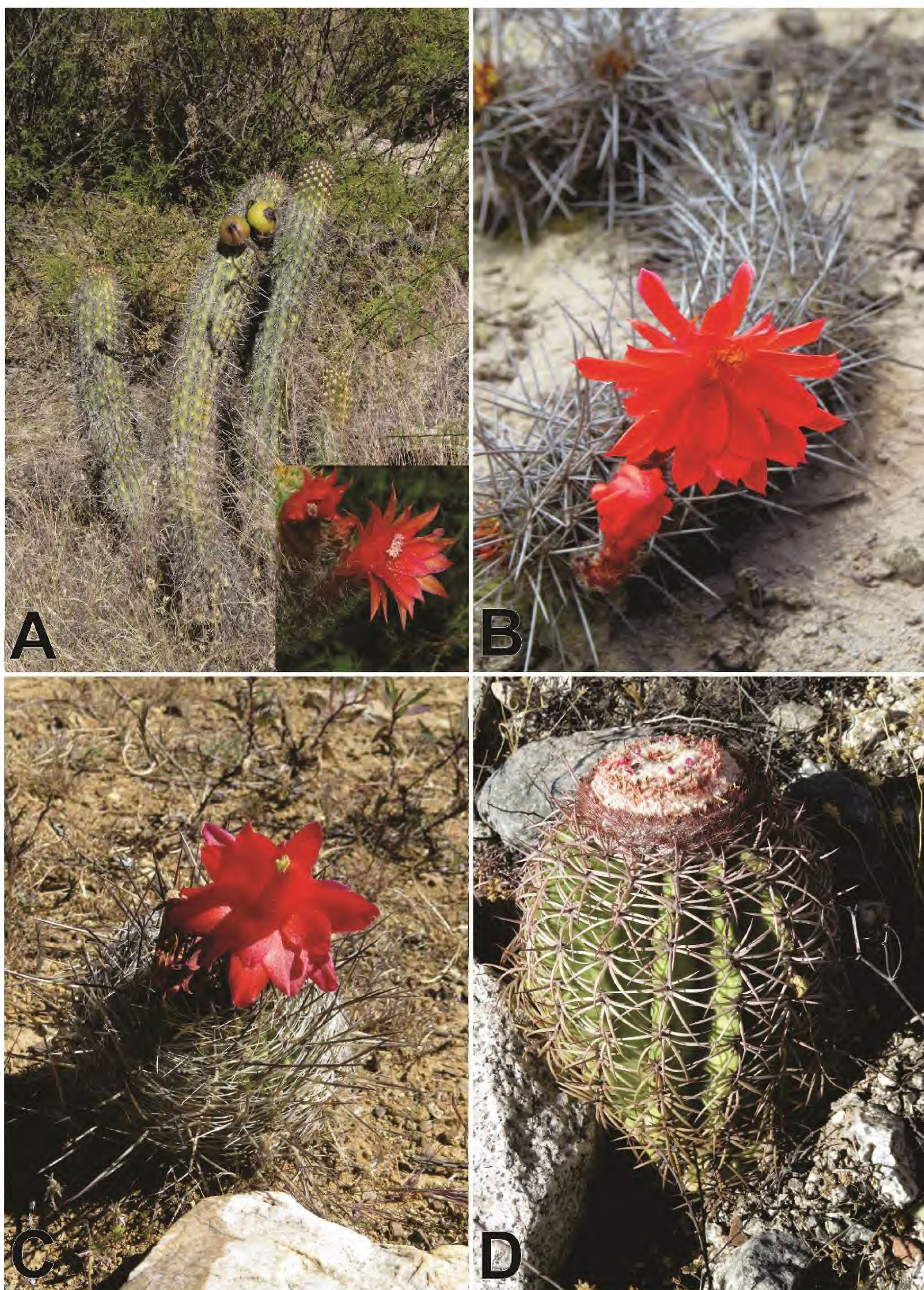


Fig. 11. A. *L. riomajensis*, Arequipilla, Iray, Condesuyos – 2500 m; B. *Loxanthocereus sextonianus*, lomas de Yuta, Islay – 900 m; C. *Matucana haynei* subsp. *hystrix*, Laccsa, Pampamarca, La Unión – 3000 m; D. *Melocactus peruvianus*, Molino, Quicacha, Caravelí – 1700 m.

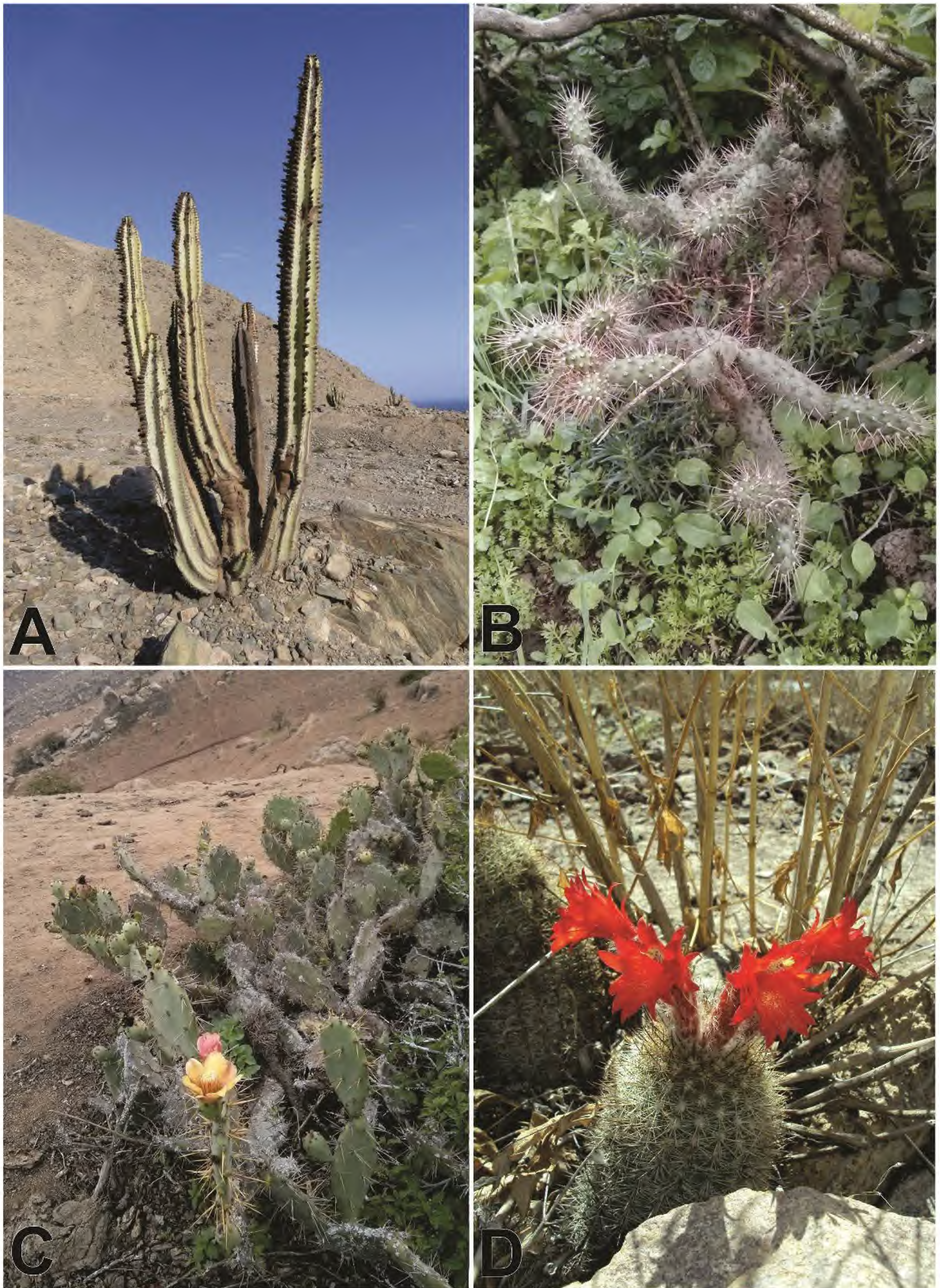


Fig. 12. A. *Neoraimondia arequipensis*, Quebrada Honda, Atico, Caravelí – 50 m; B. *Opuntia pestifer*, lomas de Atiquipa, Caravelí – 800 m; C. *Opuntia stricta*, lomas de Atiquipa, Caravelí – 800 m; D. *Oreocereus hempelianus*, Yura, Arequipa – 2600 m.



Fig. 13. A. *O. hendrikseianus*, parte alta de Chuquibamba, Condesuyos – 3900 m; B. *Pygmaeocereus bylesianus*, quebrada Vizcachani, lomas de Atiquipa, Caravelí – 600 m; C. *Trichocereus chalaensis*, lomas de Atiquipa, Caravelí – 900 m; D. *Trichocereus cuzcoensis*, La Calera, Chivay, Caylloma – 3600 m.



Fig. 14. A. *Trichocereus schoenii*, Chuquibamba, Condesuyos – 2600 m; B. *Tunilla soehrensii*, Pampa de Arrieros, Yura, Arequipa – 3800 m; C. *Weberbauerocereus cephalomacrostibas*, Lomas de Yuta, Islay – 900 m; D. *W. rauhii*, Rosariopampa, Quechualla, La Unión – 2000 m.



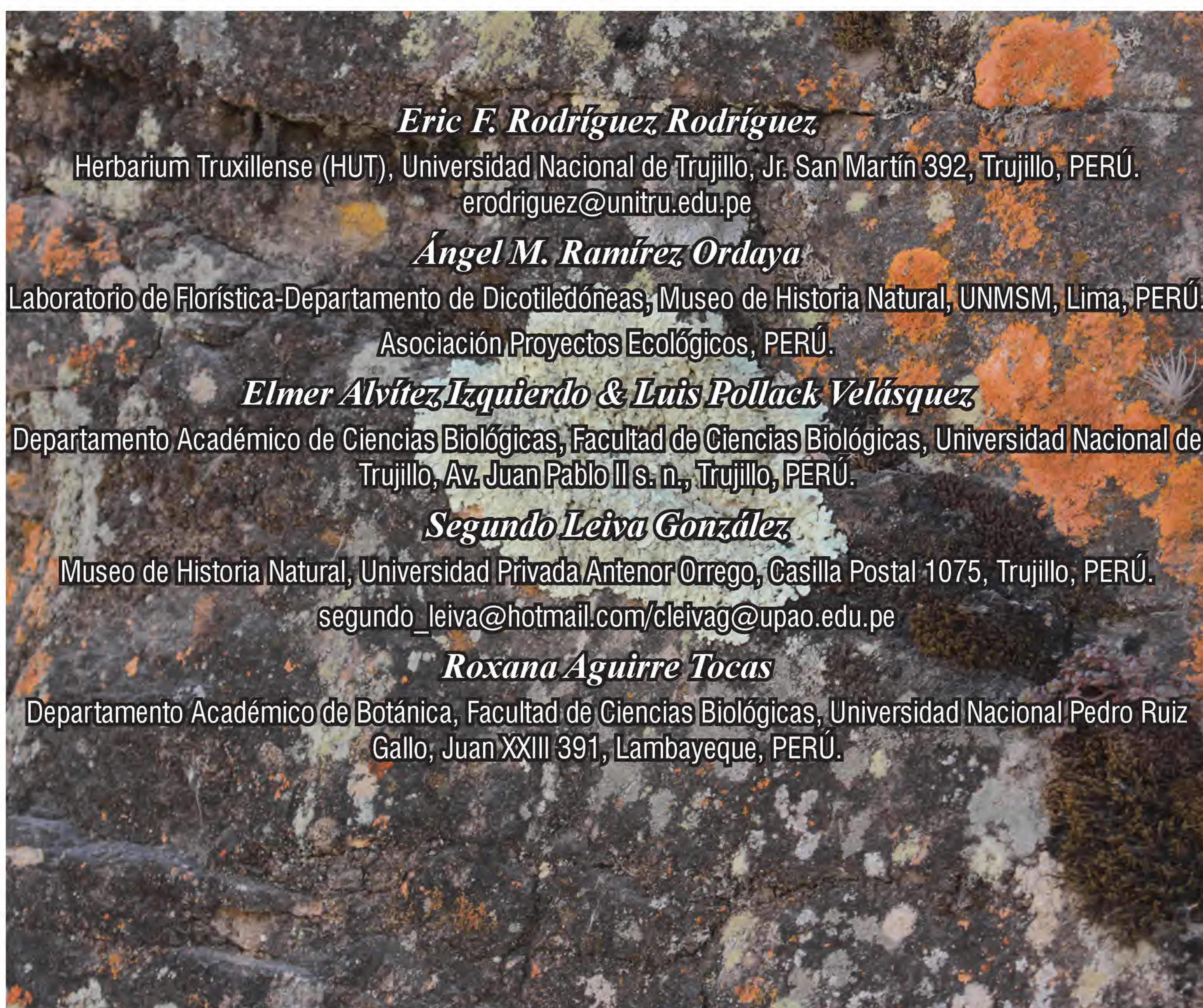
Fig. 15. A. *Weberbauerocereus weberbaueri*, Suncho Pampa, Atiquipa, Caravelí – 2500 m; B. Rodal de *Neoraimondia arequipensis*, Pacaychacra, Condesuyos; C. Rodal de *Browningia viridis* y *N. arequipensis*, Judiopampa, La Unión; D. Rodal de *N. arequipensis*, Quebrada Honda, Atico, Caravelí; E. *Cumulopuntia tumida* en la cima del cerro Cuihuamán; Atiquipa, Caravelí; F. Puerta construida con madera de *Browningia viridis*, Chusacay, La Unión.

Arnaldoa 24 (2): 497 - 522, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24205

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Catálogo de la liquenobiota de la región La Libertad, Perú

Catalogue of the lichenobiota of La Libertad region, Peru


Eric F. Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.
erodriguez@unitru.edu.pe
Ángel M. Ramírez Ordaya
Laboratorio de Florística-Departamento de Dicotiledóneas, Museo de Historia Natural, UNMSM, Lima, PERÚ.
Asociación Proyectos Ecológicos, PERÚ.
Elmer Alvítez Izquierdo & Luis Pollack Velásquez
Departamento Académico de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s. n., Trujillo, PERÚ.
Segundo Leiva González
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe
Roxana Aguirre Tocas
Departamento Académico de Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Juan XXIII 391, Lambayeque, PERÚ.



Recibido: 1-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se presenta el catálogo de 192 especies de líquenes, ordenadas en 28 familias y 60 géneros, existentes en la región La Libertad, Perú. El estudio estuvo basado en la revisión de material depositado preferentemente en el Herbarium Truxillense de la Universidad Nacional de Trujillo (HUT), la determinación de especialistas, y en la contrastación con las especies documentadas en estudios oficiales de la liquenobiota para esta región. El material examinado para cada especie incluye la distribución geográfica según las provincias y altitudes, y un ejemplar representativo signado por el nombre y número del colector principal, seguido del acrónimo del herbario donde se encuentra depositado, así como, el nombre vulgar si existiera. La información presentada servirá para continuar con estudios taxonómicos, ecológicos y ambientales en estos organismos.

Palabras clave: líquenes, distribución, provincias, región La Libertad.

Abstract

We provide a catalogue of 192 species of lichens, arranged in 28 families and 60 genera existing in La Libertad Region, Peru. The study was based on a review of material preferably deposited in the Herbarium Truxillense of the National University of Trujillo (HUT), the determination of specialists, and the contrast with species documented in official studies of lichenobiota of this region. The material examined for each species includes the geographical distribution according to provinces and altitudes, and a representative specimen marked by the name and number of the main collector, followed by the acronym of the herbarium where it is deposited, as well as the common name if it exists. The information presented will serve to continue with taxonomic, ecological and environmental studies in these organisms.

Keywords: lichens, distribution, provinces, La Libertad Region.

Citación: Rodríguez, E. F.; A. M. Ramírez; E. Alvítez; L. Pollack; S. Leiva & R. Aguirre. 2017. Catálogo de la liquenobiota de la región La Libertad, Perú. Arnaldoa 24(2): 497-522. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24205

Introducción

Los líquenes en la actualidad son considerados como mini-ecosistemas (Purvis, 2000), y definidos como hongos liquenizados constituyentes de un grupo polifilético (Barreno, 1998). Un líquen es una asociación simbiótica, puede estar conformado por una o dos clases de micobiontes (hongo microscópico simbionte) y uno o dos clases de fotobiontes (alga o cianobacteria microscópica simbionte); de cuya interacción se origina un talo liquénico estable, con estructura y fisiología específicos (Barreno, 1998; Purvis, 2000; Spribille *et al.*, 2016). Esta innovadora relación entre organismos, podrían considerarse como nuevos mecanismos evolutivos con efectos morfogenéticos, es decir, estar en el origen de nuevas entidades con propiedades emergentes, las cuales no son el resultado de la suma linear de las partes (simbiogénesis) (Margulis, 1993).

La liquenización es un fenómeno biológico muy antiguo que ha tenido gran éxito desde el punto de vista adaptativo, quedando demostrado que las ca. 15,000 especies de líquenes tengan una amplia distribución geográfica, una ecología suigéneris y habiten sustratos inaccesibles y heterogéneos (saxícolas, epífitos, entre otros); así mismo, su apariencia externa puede ser foliácea, fruticulosa o crustácea; además, algunos son muy importantes en la industria, medicina, alimentación, y como indicadores muy sensibles a las condiciones ecológicas, contaminación y de la calidad

del aire (Friedmann & Galun, 1974; Weber & Lanier, 1977; Hale, 1968, 1979; Mason, 1979; Herrera & Ulloa, 1990; Tovar & Aguinaga, 1994; Barreno, 1998).

Investigaciones sobre este grupo mayormente son conocidas para otros países y continentes; así como, para ciertos grupos taxonómicos (e.g.: Engler, 1954; Thompson, 1963; Dodge, 1964; Hale, 1968; Weber & Lanier, 1977; Kashiwadani, 1987; Thor, 1988; Nash *et al.*, 1995; Ahti, 2000; Diederich, 2003; Feuerer & Sipman, 2005; Tehler, 2006; Knudsen *et al.*, 2012; Truong & Clerc, 2012.). En el Perú, estudios integrales al respecto son escasos (e.g.: Soukup, 1965), generalmente los esfuerzos se han centrado en trabajos liquenológicos de localidades específicas (e.g.: Herrera, 1941; Gómez, 1966; Ramírez, 1969a, 1969b; Peláez & Alvítez, 1992; Tovar & Aguinaga, 1994; Sagástegui *et al.*, 1988; Ramírez & Cano, 2005a; Ramos *et al.*, 2013; Rodríguez & Alvítez, 2014; Núñez *et al.*, 2015).

Por consiguiente, y a modo de una aproximación, con el presente trabajo se pretende dar una contribución al conocimiento liquenológico peruano, presente en la región La Libertad, Perú.

Material y métodos

El estudio se basó en la revisión de material liquenológico procedente de la región La Libertad, Perú, existente en el Herbarium Truxillense de la Universidad Nacional de Trujillo (acrónimo: HUT) (Thiers, 2015), salvo indicación contraria. Generalmente, las recolecciones son aquellas realizadas en las diversas expediciones botánicas por personal del mencionado herbario a través de su historia desde 1941. Así mismo, en la revisión de la bibliografía disponible que incluyen taxones de la región (Soukup, 1965; Ramírez, 1969a, 1969b; Sagástegui *et al.*, 1988; Rodríguez & Alvítez, 2014) y en las determinaciones de los especialistas evidenciadas en la colección del herbario HUT: C. W. Dodge, 1967, 1968; R. Santesson s.a; O. Velarde s.a.; J. Soukup s.a.; A. Ramírez, 2005, 2007; D. Stanton, 2007; y C. Truong, 2007.

Para cada especie, se indica: El nombre científico en negrita y cursiva, seguido con la cita del nombre del autor. El Material Examinado (*Exsiccatae*) se encuentra ordenado según su Distribución Geográfica (DG), por provincias de la región La Libertad en forma abreviada (AS=Ascope, BO=Bolivar, CH=Chepén, GC=Gran Chimú, JU=Julcán, OT=Otuzco, PA=Pacasmayo, PT=Pataz, SC=Sánchez Carrión, ST=Santiago de Chuco, TR=Trujillo, VI=Virú), y la(s) altitud(es) donde habitan las especies, luego un Ejemplar Representativo (ER) que incluye colector(es), número de colección del colector principal [en algunos casos (*) corresponde a la numeración del herbario HUT)], acrónimo del herbario(s) donde están depositados, finalmente el nombre vulgar (NV) si existiera. La lista completa de sinónimos y basiónimos para las especies, si las tuvieran, así como los nombres aceptados, pueden consultarse en los portales de internet: MYCOBANK DATABASE (Mycobank, 2015), INDEXFUNGORUN (Index Fungorum, 2015) y CHECKLIST OF LICHENS AND LICHENICOLOUS FUNGI (Feuerer, 2013), y también, contrastar con Ramos (2014). La clasificación a nivel de familia es *sensu* MYCONET (Lumbsch & Huhndorf, 2010) y MYCOBANK DATABASE (Mycobank, 2015).

La región La Libertad se encuentra ubicada en límite sureño de la zona de Amotape-Huancabamba de elevada riqueza endémica (Weigend 2002, 2004).

Se ilustra con fotografías de los hábitats

naturales de líquenes pioneros (Figs. 1. A-F; 2.A-F) y algunas especies representativas de la región (Figs. 3. A-F, 4. A-F).

Resultados y discusión

Liquenobiota de la región La Libertad, Perú:

ACAROSPORACEAE

***Acarospora terrestris* (Nyl.) H. Magn.**

DG: TR, VI. 350-700 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6201**(HUT).

Especie lomal de la costa liberteña (e.g.: cerro Cabezón, cerro Chiputur, Lomas de Virú) (Ramírez, 1969a,b).

***Acarospora trachyticola* (Müll. Arg.) Hue**

DG: TR. 380 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6225**(HUT).

Especie lomal registrada para el cerro Campana (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Acarospora* sp.**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado por Ramírez & Medina (2003).

ARTHONIACEAE

***Arthonia rupicola* Fink ex J. Hedrick**

DG: SC, ST. Especie que habita zonas rocosas y pedregosas. No se descarta su presencia en estas provincias liberteñas por encontrarse en localidades aledañas de Ancash (ver: Ramírez & Cano, 2005a).

***Arthonia* sp.1**

DG: TR. 350 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6200**(HUT).

Especie indeterminada en el herbario HUT y probablemente nueva (ver Ramírez, 1969a). Sin embargo, esta misma colección es citada por Ramírez (1969b) como *Parmelia peruviana* Nyl. (Parmeliaceae).

***Arthonia* sp.2**

DG: ST (Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

CALICIACEAE

***Buellia agaeleoides* Müll. Arg.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6920**(HUT).

Especie incluida en la lista de líquenes para la loma cerro Campana (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Buellia andina* Müll. Arg.**

DG: TR. 300 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6203**(HUT).

Taxón presente en las lomas de Virú y citado por Ramírez (1969a,b).

***Buellia barrancae* (Kremp.) Zahlbr.**

Citada para el norte de Perú (N. P.), probablemente la región motivo de estudio, de una colección de *Aznarán s.n.* (Soukup, 1965).

***Buellia (Diploicia) bolacina* Tuck.**

Soukup (1965) cita a esta especie para el norte de Perú (N. P.), de una colección de *Aznarán s.n.*

***Buellia incerta* (Nyl.) Zahlbr.**

DG: TR. 600 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6928**(HUT).

Especie incluida en la lista de líquenes para la loma cerro Campana (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Buellia kitensis* (Stirt.) Zahlbr.**

DG: TR. 255-650 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6926**(HUT).

Especie en lomas (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Buellia microsticta* (Meyen & Flot.) Müll. Arg.**

DG: TR. 550 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6237**(HUT).

Indicada por Ramírez (1969a,b).

***Buellia squamescens* Jatta**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6919**(HUT).

Especie poco conocida y citada para la loma cerro Campana bajo esta colección (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988). Taxón determinado por C. W. Dodge, 1968.

***Buellia ultima* Lindau**

DG: TR. 580 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6239**(HUT).

Especie registrada por Ramírez (1969a,b) para el cerro Chiputur, bajo la misma colección.

***Buellia* sp.1**

DG: TR. 500 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6204**(HUT).

Ramírez (1969a) indica a esta colección como una probable especie nueva.

CANDELARIACEAE

***Candelaria concolor* (Dicks.) Arnold**

DG: SC, ST. Especie que habita en pequeños bosques, zonas rocosas y pedregosas. No se descarta su presencia en estas provincias liberteñas por encontrarse en localidades aledañas de Ancash (ver: Ramírez & Cano, 2005a).

***Candelaria* sp.**

DG: ST (Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

***Candelariella andicola* (Zahlbr.) Zahlbr.**

DG: TR. 600 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6236**(HUT).

Existe en la loma cerro Chiputur (Trujillo) (Ramírez, 1969a,b).

CHRYSOTHRICACEAE

***Chrysothrix noli-tangere* (Mont.) Mont.**

=*Chrysothrix pavonii* (Dufour ex Fr.) J. R. Laundon

DG: TR. 330-600 m. **ER:** *E. Alvítez I., E. Rodríguez R. & S. Bauer V. 975* (HUT). **NV:** "liquen amarillo".

Especie presente en las lomas de la provincia de Trujillo; prefiere ramas secas o espinas de cactáceas columnares [e.g.: *Neoraimondia arequipensis* (Meyen) Backeb. "giganton"].

Citada por primera vez para el Perú por Soukup (1965) "N. P., leg. Aznarán; det. C.W. Dodge" como *Chrysothrix noli-tangere* (Mont.) Mont., la especie típica del género igualmente, considerada por Ramírez (1969a,b) y Sagástegui *et al.* (1988) bajo este mismo nombre; cuyas determinaciones taxonómica fueron efectuadas por C. W. Dodge, 1967.

***Chrysothrix granulosa* G. Thor**

DG: AS. 15-50 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I., E. Huamán R. & M. Morillo H. 3452a* (HUT). **NV:** "liquen amarillo".

Especie afín a la anterior y vive sobre rocas o lugares rocosos, y tierra o roca en descomposición. Sin embargo, según las características taxonómicas indican que más se acerca a *Chrysothrix granulosa* G. Thor que a *Chrysothrix candelaris* (L.) J. R. Laundon (ver: Thor, 1988) o *Chrysothrix noli-tangere* [=*Chrysothrix pavonii* (Dufour ex Fr.) J. R. Laundon] (Mycobank, 2015).

CLADONIACEAE

***Cladina pycnoclada* (Pers.) Leight.**

DG: TR. 400-655 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6927**(HUT).

Especie en lomas, registrada para el cerro Campana, Trujillo (Sagástegui *et al.*,

1988).

***Cladonia chlorophaea* (Flörke ex Sommerf.) Spreng.**

DG: SC, ST. Especie que habita en pequeños matorrales. No se descarta su presencia en estas provincias liberteñas por encontrarse en localidades aledañas de la región Ancash arriba de 3000 m de altitud (ver: Ramírez & Cano, 2005a).

Cladonia confusa* R. Sant. f. *confusa

=*Cladina confusa* (R. Sant.) Follmann & Ahti f. *confusa*

DG: PT. 3000-4000 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al.16333* (F).

Ahti (2000) y León *et al.* (2010) y citan a este taxón cosmopolita para la región La Libertad.

***Cladonia melanopoda* Ahti**

Especie registrada por Ahti (2000) según revisión bibliográfica y de herbario para La Libertad.

***Cladonia nana* Vain.**

Especie referenciada por Ahti (2000) para la región La Libertad (Hacienda Angasmarca), según revisión bibliográfica y de herbario.

***Cladonia subreticulata* Ahti**

Especie citada para la región La Libertad por Ahti (2000) según revisión bibliográfica y de herbario.

***Cladonia* sp. 1**

DG: GC. 2450 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & M. Mora C. 428* (HUT).

***Cladonia* sp. 2**

DG: GC. 2750 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 431* (HUT).

Los taxones de *Cladonia* indeterminados para la provincia Gran Chimú (La Libertad) fueron registrados por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Cladonia* sp. 3**

DG: OT. 2700 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11675*(HUT).

***Cladonia* sp. 4**

DG: PT. 3550 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 17396*(HUT).

***Cladonia* sp. 5**

DG: BO. 4500-4800 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & V. Medina I. 2590* (HUT).

***Cladonia* sp. 6**

DG: BO. 4500-4800 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & V. Medina I. 2590a* (HUT).

***Cladonia* sp. 7**

DG: PT. 4205 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I., & L. Pollack V. 3822* (HUT).

***Cladonia* sp. 8**

DG: PT. 3769 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 3832* (HUT).

***Cladonia* sp. 9**

DG: PT. 3769 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 3834* (HUT).

***Cladonia* sp. 10**

DG: PT. 3769 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 3839* (HUT).

***Cladonia* sp. 11**

DG: PT. 3769 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 3841* (HUT).

COENOGONIACEAE

***Coenogium* sp.**

DG: TR. 500 m. **ER:** *F. Ayala F. 7087**(HUT).

COLLEMATACEAE

***Leptogium vesiculosum* (Sw.) Malme**

DG: TR. 700 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6224**(HUT).

Especie de lomas. Registrada para el cerro Campana, Trujillo (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988). También se encuentra presente en Bolivia (Feuerer & Sipman, 2005).

***Leptogium* sp.**

DG: GC. 2200 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 430* (HUT). "liquen".

Taxón indeterminado para la provincia Gran Chimú (La Libertad), registrado por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Mallotium oxysporum* (Mont.) Dodge**

DG: GC. 2450 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 427* (HUT).

Citada para el bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú, La Libertad) por Rodríguez & Alvítez (2014). Sin embargo, Lumbsch & Huhndorf (2010) en MYCONET, indican al género *Mallotium* como incierto.

GRAPHIDACEAE

***Diploschistes cinereocaesius* (Sw.) Vain.**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. **ER:** *A. Ramírez & F. Medina s.n.* (USM).

Taxón citado por Ramírez & Medina (2003).

HYGROPHORACEAE

***Cora pavonia* (Weber & D. Mohr) Fr.**

=*Dictyonema pavonium* (Weber & D. Mohr) Parmasto

=*Byssomerulius pavonius* (Weber & D. Mohr) Zmitr. & Malysheva

Nota: En Mycobank (2015) se considera a un homónimo: *Cora pavonia* (Sw.) Fr.

DG: GC, OT, PT, ST. 2000-4200 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 422* (HUT). **NV:** "liquen".

Taxón citado para la provincia Gran Chimú (La Libertad) por Rodríguez & Alvítez (2014).

En Cuzco es empleada en medicina popular como refrescante, aplicada a modo de cataplasma a la parte afectada (Herrera, 1941).

***Cora* sp.**

DG: BO (Cujibamba). 3854 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3942* (HUT).

***Dictyonema* cf. *glabratum* (Spreng.) D. Hawksw.**

DG: ST(Calipuy). 3900 m. **ER:** *J. Polo C. s.n.* (HUT-44273). Determinación: A. Ramírez, 2007.

Nota: Especies consideradas antes en las familias: Coraceae, Dyctionemataceae.

ICMADOPHILACEAE

***Thamnolia vermicularis* (Sw.) Schaer**

DG: OT, ST. 3200-3900 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11121*(HUT). **NV:** "liquen".

Ramírez & Cano (2005a) registran a este taxón en un grupo imperfecto, para localidades sureñas aledañas en la región Ancash.

***Thamnolia vermicularis* var. *solida* M. Satô**

Ramírez & Cano (2005b) indican su presencia en la región La Libertad a 4000 m de altitud promedio y proponiendo a futuro como un bioindicador de cambios de radiación UV. Asímismo, Ramos (2014) también incluye este taxón para la región de estudio, basado en la referencia anterior.

LECANORACEAE

***Lecanora blanda* Nyl.**

DG: GC, TR. 300-2450 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6914**(HUT).

Citada para el bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú, La Libertad) por Rodríguez & Alvítez (2014).

Lecanora peculiaris **Zahlbr.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6922**(HUT).

Lecanora rosulans **Meyen & Flot.**

DG: TR. 250-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6926**(HUT).

Las tres especies de *Lecanora* han sido citadas para la loma cerro Campana (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988). *L. rosulans* también fue expuesta por Ramírez (1969b).

LECIDEACEAE

Lecidea interveniens **H. Magn.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *E. Alvítez I. et al. 973*(HUT).

Lecidea lechleri **Hepp.**

Nota: Index Fungorum (2015) y Mycobank (2015) registran a un homónimo: *Lecidea lechleri* Zahlbr.

DG: TR. 600 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6929**(HUT).

Lecidea standaerti **B. de Lesd.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6915**(HUT).

Las tres especies anteriores fueron registradas oficialmente para las lomas costeras de la provincia de Trujillo (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988).

Lecidea **sp. 1**

DG: GC. 2450 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al.429* (HUT).

Taxón indeterminado para la provincia Gran Chimú (La Libertad) fue registrado por Rodríguez & Alvítez (2014).

Lecidea **sp. 2**

DG: TR (cerro Prieto). 500 m. **ER:** *J. Mostacero L. et al.808* (HUT). **NV:** "liquen".

LEPROCAULACEAE

Leprocaulon **cf. *arbuscula* (Nyl.) Nyl.**

DG: TR. 300-700 m. **ER:** *A. Ramírez O. s.n.* (USM). Determinación: A. Ramírez O., 2017.

Nuevo registro para la loma cerro Campana.

LOBARIACEAE

Crocodia aurata **(Ach.) Link**

=*Pseudocyphellaria aurata* (Ach.) Vain.

DG: GC, OT. 2200-2600 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 432* (HUT).

Citada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

Lobaria **cf. *dissecta* (Sw.) Raeusch.**

DG: GC. 2450 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 419* (HUT).

Registrada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

Sticta weigelii **var. *peruviana* (Delise) Vain.**

=*Stictina weigelii* var. *peruviana* (Delise) Stizenb.

DG: GC. 2450-2600 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 424* (HUT), *A. Sagástegui A. et al. 6511**(HUT). **NV:** "liquen".

Taxón registrado para el bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014)

Sticta **sp.**

DG: OT. 2000-2500 m. **ER:** *A. López M. 4677**(HUT).

Lobariaceae Indeterminada

DG: BO (Longotea). 2550 m. **ER:** *J. Mostacero L. et al. 3607* (HUT).

NEPHROMATACEAE

***Nephroma* sp.**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

PARMELIACEAE

***Everniastrum billingsii* (W. L. Culb. & C. F. Culb.) Sipman**

DG: GC, JU, OT. 2200-2700 m. **ER:** *E. Rodríguez R., A. Mártin A., R. Samamé, M. Mora C., W. Zelada E., L. Ramírez V., E. Huamán R. & C. Vergara D. 420* (HUT); *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 4140* (HUT). **NV:** "líquen".

Determinado preliminarmente como *Parmelia americana* Meyen & Flot. en el herbario HUT (ver: Rodríguez & Alvítez, 2014).

***Everniastrum cirrhatum* f. *confusum* (Du Rietz) J. C. Wei**

=*Parmelia confusa* Du Rietz

DG: TR, VI. 300-600 m. **ER:** *A. López M. 4876**(HUT).

Ramírez (1969a) lista a esta especie (basiónimo) para las lomas de Virú. Soukup (1965) también menciona a esta especie para el norte del Perú (N. P.) por el mismo colector y determinada por R. Santesson.

***Everniastrum* sp.1**

DG: OT. 2500-2900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & S. Arroyo A. 2730a*(HUT).

***Everniastrum* sp.2**

DG: ST (Calipuy). 3800 m. **ER:** *J. Polo C. s.n.* (HUT-44277).

***Everniopsis trulla* (Ach.) Nyl.**

DG: BO, GC, JU, OT, SC, ST. 2500-3900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3982* (HUT), *H. E. Stork & O. B. Horton 9970* (F); *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 4136* (HUT). **NV:** "líquen".

Nota: En el herbario HUT se encuentra determinado como *Pseudevernia trullifera* (Stirton) Dodge.

Ramírez & Medina (2003) indican su presencia en Angasmarca, prov. Santiago de Chuco. Así mismo, Ramírez & Cano (2005a) la registran para localidades sureñas aledañas en la región Ancash (Huaylas) entre 2400 y 4090 m de altitud. Igualmente, Ramos *et al.* (2013) la reportan para Arequipa (Pocsi), y Rodríguez & Alvítez (2014) para el bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú, La Libertad).

***Flavoparmelia scabrosina* Elix & J. Johnst.**

DG: SC, ST. Especie que habita en laderas con bosques pequeños y dispersos (matorrales). No se descarta su presencia en estas provincias liberteñas por encontrarse en localidades aledañas de Ancash (ver: Ramírez & Cano, 2005a).

***Flavoparmelia* sp.1**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

***Flavoparmelia* sp.2**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

***Hypogymnia* sp.**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

***Hypotrachyna columbiensis* (Zahlbr.) Divakar, A. Crespo, Sipman, Elix & Lumbsch**

=*Parmelia columbiensis* Zahlbr.

=*Cetrariastrum columbiense* (Zahlbr.) W. L. Culb. & C. F. Culb.

DG: TR. 1200 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6196**(HUT).

Especie considerada para la loma cerro Cabezón (Ramírez, 1969a, b).

Hypotrachyna peruviana **(Nyl.) Hale**

=*Parmelia peruviana* Nyl.

DG: TR, VI. 350 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6200**(HUT).

Taxón mencionado por Ramírez (1969b) por su basiónimo para las lomas de Virú. Sin embargo, esta misma colección es citada por Ramírez (1969a) como *Arthonia* sp. (Arthoniaceae), probablemente nueva, encontrándose de igual manera en el herbario HUT.

Hypotrachyna physcioides **(Nyl.) Hale**

DG: PT. 3000 m. **ER:** A. *Sagástegui A. et al. 16337*(F).

Melaniela **sp.1**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

Melaniela **sp.2**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

Oropogon americanus **Essl.**

Ramos (2014) refiere a Esslinger (1989), Feuerer (2008), y el herbario US como fuentes sustentatorias de la existencia de esta especie para la región La Libertad.

Parmelia americana **(Meyen & Flot.) Mont.**

DG: TR, VI. 500-600 m. **ER:** *A. López M. 4746**(HUT).

Especie lomal registrada por Ramírez (1969a,b).

Parmelia (Evernia) americana **f.** ***arrhiza*** **Meyen & Flot.**

DG: VI. 560 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6212**(HUT).

Taxón de las lomas de Virú (Ramírez, 1969a,b).

Parmelia (Amphigymnia) andreana **Müll. Arg.**

DG: GC. No se descarta la presencia en esta provincia debido a colecciones en localidades aledañas con el mismo hábitat (e.g.: Guzmango, prov. Contumazá, Cajamarca. **ER:** *A. Sagástegui A. et al 6474**(HUT)).

Parmelia **sp.1**

DG: ST (cerro Santa Mónica). 3200 m. **ER.** *E, Paredes 4735**(HUT).

Parmelia **sp.2**

DG: OT (Hac. Llaguén). 2000- 2500 m. **ER:** *A. López M. 4676**(HUT).

Parmelia **sp.3**

DG: OT (Yamobamba). 3200 m. **ER:** *H. Aguado L. 6819**(HUT).

Parmelia **sp.4**

DG: OT (La Cuesta). 2600 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & A. Angeludis C. 2382* (HUT).

Parmelia **sp.5**

DG: OT (Sinsicap). 2326 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3635* (HUT).

Parmotrema fasciculatum **(Vain.) Hale**

=*Parmelia fasciculata* Vain.

DG: OT. 3000 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6937**(HUT).

Parmotrema perlatum **(Huds.) M. Choisy**

=*Parmelia perlata* (Huds.) Ach.

DG: TR, VI. 300 m. **ER:** *W. J. Eyerdam 26162*(F).

Herre (1944) citado por Soukup (1965) indica a *P. perlata*, cerca de 15 km al sur de Trujillo "lomas" a 300 m (actualmente prov. Virú).

***Parmotrema reticulatum* (Taylor) M. Choisy**

=*Parmelia reticulata* Taylor

=*Rimelia reticulata* (Taylor) Hale & A. Fletcher

DG: ST, TR. 600- 3900 m. **ER:** *J. Polo C. s.n.* (HUT-44275).

Además, en el herbario HUT existen colecciones de un taxón determinado como ***Parmelia reticulata* var. *discedens* Hillmann** procedente de las lomas de Virú (Ramírez, 1969a,b), Trujillo y del bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú) (Rodríguez & Alvítez, 2014).

DG: GC, TR (lomas), VI (lomas de Virú). 450-2450 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6214**(HUT; determinación: C. W. Dodge, 1967); *E. Rodríguez R. et al.133a* (HUT); *E. Alvítez I. & E. Rodríguez R. 974*(HUT).

***Pseudevernia americana* (Meyen & Fw.) Dodge**

DG: GC. No se descarta la presencia en esta provincia debido a colecciones en localidades aledañas con el mismo hábitat (e.g.: Guzmango, prov. Contumazá, Cajamarca, 2500 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al.* 6367*(HUT)).

***Pseudevernia everniaeformis* (Zahlbr.) Dodge**

DG: GC. 2250- 2600 m. **ER.** *A. López M. et al. 9061* (HUT), *A. Sagástegui A. et al.* 6510*(HUT). **NV:** "liquen". En las etiquetas se indican a las colecciones como pertenecientes a Contumazá, Cajamarca; sin embargo, actualmente estas localidades están circunscritas en la prov. Gran Chimú (GC), La Libertad.

***Pseudevernia vermicularis* (Vain.) Dodge**

DG: GC. No se descarta la presencia en esta provincia debido a colecciones en localidades aledañas con el mismo hábitat (e.g.: Guzmango, prov. Contumazá, Cajamarca, 2700 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 6397**(HUT)).

***Psiloparmelia distincta* (Nyl.) Hale**

= *Xanthoparmelia distincta* (Nyl.) Hale

=*Parmelia distincta* Nyl.

DG: ST(Calipuy), TR. 800-3800 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6217**(HUT), *J. Polo C. s.n.* (HUT-44276).

Especie incluida en la lista de líquenes para el cerro Campana (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui, 1988).

***Usnea acanthera* Motyka**

DG: PT. 3200 m. **ER:** *A. López M. & A. Sagástegui A. 3523**(HUT). **NV:** "barba de piedra". Determinación: C. Truong, 2007. (Grupo Neuropogon).

Nota: Taxón determinado en el herbario HUT como *Usnea parvula* Motyka por C. W. Dodge, 1967.

***Usnea* aff. *angulata* Ach.**

DG: OT. 3400 m. **ER:** *H. Aguado L. 6822** (HUT). **NV:** "shapra".

Nota: En el herbario HUT se encuentra montada en una sola lámina con *Usnea silesiaca* y *Usnea* aff. *brasiliensis* forma *flexuosa*. Determinaciones: C. Truong (G), 2007.

***Usnea brasiliensis* (Zahlbr.) Motyka**

DG: TR. 330-500 m. **ER:** *A. López M. 4674*, 4895**(HUT). **NV:** "liquen".

Determinaciones: C. Truong (G), 2007.

Nota: En el herbario HUT como *Usnea amblyoclada* Müll. Arg. y *Usnea gaudichaudii* Motyka. Determinaciones: C. W. Dodge, 1967.

Usnea* aff. *brasiliensis* (Zahlbr.) Motyka f. *flexuosa

DG: OT. 3400 m. **ER:** *H. Aguado L. 6822** (HUT).

Nota: En una sola lámina con *Usnea silesiaca* y *Usnea* aff. *angulata* por C. Truong (G), 2007.

***Usnea cirrosa* Motyka**

DG: TR. 350 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6215**(HUT), *R. Ramírez V. 6931**(HUT). Determinaciones: C. Truong (G), 2007.

Nota: Colecciones determinadas en el herbario HUT como *Usnea cinchonae* (Willd.) Zahlbr. y *Usnea gaudichaudii* Motyka respectivamente. Determinaciones: C. W. Dodge, 1967.

***Usnea* aff. *cirrosa* Motyka**

DG: OT. 3200 m. **ER:** *H. Aguado L. 6818**(HUT).

***Usnea columbiana* Motyka**

DG: GC, OT. 2700-3200 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6938**(HUT). **NV:** "shapra".

***Usnea cornuta* Körb.**

DG: GC, TR. 600-2300 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 425a* (HUT), *R. Ramírez V. 6932**(HUT), *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6218**(HUT).

***Usnea* aff. *cornuta* Körb.**

DG: TR. 587 m. **ER:** *E. Alvítez I. et al. 977*(HUT). Determinación: C. Truong, 2007.

Nota: En el herbario HUT estuvo determinada como *Usnea cinchonae* (Willd.) Zahlbr.

***Usnea* aff. *cornuta* Körb.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6917**(HUT). Determinación: C. Truong, 2007.

Nota: En el herbario HUT estuvo determinada como *Usnea densirostra* Taylor.

***Usnea dasaea* Stirton**

DG: GC, OT. 2300-3200 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 425b* (HUT); *E. Rodríguez R., J. Briceño R., R. Reyna C. & P. Cachay V. 4108* (HUT).

Nota: La colección *E. Rodríguez R. et al. 425b* se encuentra montada en la misma lámina de *Usnea cornuta* [*E. Rodríguez R. et al. 425a* (HUT)]. Determinación: C. Truong, 2007.

***Usnea* aff. *dasaea* Stirton**

DG: OT. 3100 m. **ER:** *A. López M. 4840** (HUT). Determinación: C. Truong, 2007.

Nota: Muestra determinada como *Usnea radiata* por J. Soukup s.a.

***Usnea durietzii* Motyka**

DG: JU, OT, ST. 3100-3500 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 4158a* (HUT); *A. Sagástegui A. et al. 11646* (HUT). NV: "barba de piedra". Determinación: C. Truong, 2007, 2017. (Grupo Neuropogon).

Especie preferentemente saxícola. También se distribuye en Ancash (Huaylas) (Ramírez & Cano, 2005a).

***Usnea silesiaca* Motyka**

DG: GC, OT, ST. 2300-3400 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 425c* (HUT), *H. Aguado L. 6822**(HUT). **NV:** "shapra".

Nota: *E. Rodríguez R. et al. 425c* es una muestra adicional montada en la misma lámina de *Usnea cornuta* (*E. Rodríguez R. et al. 425a* (HUT)).

***Usnea* aff. *subscabrosa* Nyl. ex Motyka**

DG: GC. 2300 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 425d* (HUT). Determinación: C. Truong, 2007.

Nota: Muestra adicional montada en la misma lámina de *Usnea cornuta* (*E. Rodríguez R. et al. 425a* (HUT)).

***Usnea* aff. *subscabrosa* Nyl. ex Motyka**

DG: TR. 600 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6218**(HUT).

Nota: Muestra con características taxonómicas diferenciales respecto al taxón anterior. Material adicional montado en la misma lámina de *Usnea cornuta*. Los dos taxones determinados anteriormente como *Usnea densirostra* Taylor por C. W. Dodson, 1967.

***Usnea* sp.1**

DG: ST (Shorey). 4140 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3597* (HUT).

***Usnea* sp.2**

DG: OT (Sinsicap). 2326 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3636c* (HUT).

Las especies de *Usnea* pertenecientes a la provincia de Trujillo fueron reorganizadas (comparar con: Ramírez, 1969 a,b; Sagástegui *et al.*, 1988), y las pertenecientes a la provincia Gran Chimú fueron tratadas en Rodríguez & Alvítez (2014). Se destaca a las especies de *Usnea* en esta región, debido a que son utilizadas como colorantes para teñir lanas, tejidos y telas de algodón de color marrón claro o plomo, también, son mezcladas con otras plantas tintóreas (e.g.: *Coreopsis senaria* "salchuche", *Lomatia hirsuta* "mun") a fin de obtener diversas tonalidades amarillentas o marrones (ver: Fernández & Rodríguez, 2007).

***Xanthoparmelia conspersa* (Ehrh. ex Ach.) Hale**

=*Parmelia conspersa* (Ehrh. ex Ach.) Ach.

Especie referenciada para la región La Libertad en Nash *et al.* (1995) e incluida por Ramos (2014) según revisión bibliográfica.

***Xanthoparmelia cordillerana* (Gyeln.) Hale**

Especie citada en Nash *et al.* (1995) y considerada por Ramos (2014) según revisión de la misma bibliografía.

***Xanthoparmelia standaertii* (Gyeln.) Hale**

Especie registrada en Nash *et al.* (1995) e incluida en la lista de Ramos (2014) según revisión bibliográfica y de herbario.

***Xanthoparmelia* sp.**

DG: OT. 2600 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & A. Angeludis C. 2782* (HUT).

PELTIGERACEAE

***Peltigera austroamaericana* Zahlbr.**

=*Peltigera americana* Vain.

Nota: Index Fungorum (2015) y Mycobank (2015) indican a un homónimo: *Peltigera americana* Spreng.

DG: PT. 3250 m. **ER:** *A. López M. & A. Sagástegui A. 3498**(HUT).

Existe la posibilidad de su presencia en las provincias SC, ST; debido a su distribución en localidades contíguas (e.g.: Huaylas, Ancash) (Ramírez & Cano, 2005a).

***Peltigera subamericana* Gyeln.**

DG: BO. 3500 m. **ER:** *A. López M. & A. Sagástegui A. 3263**(HUT). **NV:** "pushas".

PERTUSARIACEAE

***Pertusaria nana* Müll. Arg.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui & R. Ramírez V. 6910**(HUT).

Citada para el cerro Campana (Ramírez,

1969a; Sagástegui *et al.*, 1988)

PHYSCIACEAE

***Anaptychia albicans* Kurok.**

DG: GC. 2350 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 433* (HUT).

Registrada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Anaptychia comosa* (Eschw.) A. Massal.**

DG: TR. 425-500 m. **ER:** *A. López M. 4748**(HUT). **NV:** "liquen".

Herrera (1941) la cita para Cuzco (prov. de la Convención) y Puno. Para la región La Libertad es registrada por Ramírez (1969a).

***Anaptychia corallophora* (Taylor) Vain.**

DG: GC. 2400 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 422a* (HUT).

Registrada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Anaptychia ephebea* (Ach.) R. Sant.**

DG: TR. 330 m. **ER:** *A. López M. 4671**(HUT).

También citada para el norte de Perú (N. P.), de una colección de *Aznarán s.n.* (Soukup, 1965). Para la zona de estudio es indicada por Ramírez (1969a) y Sagástegui *et al.* (1988).

***Anaptychia leucomelaena* var. *angustifolia* (Meyen & Flot.) Müll. Arg.**

DG: GC, TR. 300-2400 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 434* (HUT).

Registrada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Anaptychia peruviana* Kashiw. & Kurok.**

=*Heterodermia peruviana* (Kashiw. & Kurok.) Kurok.

DG: TR. 900-1200 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6195*, 6235** (HUT).

Citada por Ramírez (1969a,b).

***Anaptychia trichophora* Kurok.**

DG: TR. 400 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6935** (HUT).

Especie mencionada por Ramírez (1969a) y Sagástegui *et al.* (1988).

***Anaptychia* sp.**

DG: TR. 500 m. **ER:** *J. Mostacero L. 815* (HUT). **NV:** "liquen".

***Heterodermia leucomelaena* (L.) Poelt**

DG: GC, TR. 550-2400 m. **ER:** *E. Rodríguez et al. 434*(HUT), *A. López M. 4665**(HUT), M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6205*(HUT). **NV:** "liquen".

Herrera (1941) la cita para Cuzco (prov. de la Convención), Lima y Puno. En la región La Libertad, se encuentra registrada para el bosque montano Cachil (Provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014), y para las lomas de la provincia de Trujillo (Ramírez, 1969 a, b; Sagástegui et al., 1988).

***Heterodermia palpebrata* (Taylor) Trass**

=*Anaptychia palpebrata* (Taylor) Vain.

=*Parmelia palpebrata* Taylor

Especie registrada por Ramos (2014) según revisión bibliográfica y de herbario.

***Heterodermia podocarpa* (Bél.) D. D. Awasthi**

DG: SC, ST. No se descarta su presencia en estas provincias; debido a que habita en localidades aledañas similares de Ancash a 3400 m de altitud, entre matorrales y zonas rocosas con remanentes de bosques

(Ramírez & Cano, 2005a).

***Heterodermia* sp.1**

DG: OT. 2600 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & A. Angeludis C. 2783* (HUT).

***Heterodermia* sp.2**

DG: OT. 2500-2900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & S. Arroyo A. 2728b* (HUT).

***Physcia hosseana* Gyeln.**

DG: TR. 1000 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6198** (HUT).

***Physcia sorediosa* (Vain.) Lynge**

DG: TR. 230-500 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6231** (HUT). **NV:** "liquen".

Ambas especies de *Physia* fueron citadas por Ramírez (1969a,b) para la provincia de Trujillo.

***Physcia* sp.**

DG: TR. 300 m. **ER:** *E. Alvítez I. et al. 972* (HUT).

***Rinodina* sp.**

DG: TR. 300 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6208**(HUT).

Ramírez (1969a) indica a esta colección como una probable especie nueva.

***Tornabea ephebea* (Ach.) Østh.**

=*Tornabenia ephebea* (Ach.) Kurok.

=*Tornabeniopsis ephebea* (Ach.) Follmann

DG: TR, VI. 150-800 m. **ER:** *A. López M. 4670**(HUT). **NV:** "liquen". Determinación: C. W. Dodge, 1967.

Especie arenícola, terrícola o crece sobre ramas secas de arbustos o subarbustos. Registrada para la provincias de Trujillo y Virú, mayormente en las lomas entre 150 y 800 m (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Tornabea scutellifera* (With.) J. R. Laundon**

=*Lichen scutelliferus* With.

DG: JU, OT. 2500-3000 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 4141a* (HUT). **NV:** "liquen". Determinación: A. Ramírez O., 2017.

Especie similar a la anterior, crece sobre ramas secas de arbustos o zonas cespitosas.

PSORACEAE

***Psora icterica* (Mont.) Müll. Arg.**

DG: ST(Angasmarca). 2600-3900 m. **ER:** *A. Ramírez & F. Medina s.n.* (USM).

Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

RAMALINACEAE

***Lecania xantholeuca* Müll. Arg.**

DG: TR. 260-500 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6233**(HUT). **NV:** "liquen".

Especie listada por Ramírez (1969a, b) para la loma cerro Chiputur (Trujillo).

***Niebla* cf. *ceruchoides* Rundel & Bowler**

DG: AS, TR, VI. 30-250 m. **ER:** *A. López M. 4664**(HUT); *E. Rodríguez R., E. Alvítez I., E. Huamán R. & M. Morillo H. 3461a* (HUT). Determinación: A. Ramírez O., 2005.

Especie de las lomas y zonas desérticas costeras de la región La Libertad.

Nota: Determinación previa en el herbario HUT para la colección *López 4664** como *Teloschistes villosus* (Ach.) Norman. También citada bajo este nombre por Ramírez (1969a,b) para la misma colección.

***Ramalina celastri* (Spreng.) Krog & Swinscow**

DG: OT. 2700-3200 m. **ER:** *E. Rodríguez R., J. Briceño R., R. Reyna C. & P. Cachay V. 4108a* (HUT); *E. Rodríguez R., E. Alvítez I.*

& L. Pollack V. 4134(HUT). **NV:** "liquen". Determinación: A. Ramírez O., 2017.

Especie documentada por Ramírez & Cano (2005a) en localidades vecinas sureñas de la región Ancash (Pueblo Libre, Huaylas) en la Cordillera Negra.

***Ramalina continentalis* Malme**

DG: TR. 250 m. **ER:** *A. López M. 4663**(HUT).

Colectada en el cerro Cabras (Trujillo) (Ramírez, 1969a).

***Ramalina fasciata* Kremp.**

DG: TR. 440 m. **ER:** *N. Angulo E. 4675**(HUT).

Especie colectada en Galindo (cerca de Trujillo) y listada por Ramírez (1969a).

***Ramalina farinacea* (L.) Ach.**

DG: TR, VI. Herre (1944) citado por Soukup (1965) indica a *P. farinacea*, Trujillo, 15 km al sur, en las lomas sobre cactus y ramas muertas (actualmente prov. Virú).

***Ramalina flaccescens* Nyl.**

DG: TR. 500-800 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6234**(HUT). **NV:** "liquen".

También se distribuye en Cuzco, en donde es empleada en medicina popular para combatir la tos y en tintorería para teñir de amarillo (Herrera, 1941). Citada por Ramírez (1969 a,b) para Cerro Chiputur y Lomas de Virú.

***Ramalina fraxinea* var. *ampliata* (Ach.) Ach.**

DG: TR, VI. Herre (1944) citado por Soukup(1965) indica a este taxón, cerca de 15 km al sur de Trujillo "lomas" sobre cactus y ramas muertas, mezclada con *R. farinacea* (actualmente prov. Virú).

***Ramalina inanis* Mont.**

DG: TR. 150-685 m. **ER:** *A. López M. 4662**(HUT).

Especie lomal (e.g.: Cerro Campana, Lomas de Virú) (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Ramalina interponens* Nyl.**

DG: TR. 605 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6210**(HUT).

Nota: Especie determinada inicialmente en el herbario HUT como *Ramalina tuberculosa* Taylor por C. W. Dodge, 1967; luego rectificada por el mismo especialista como *R. interponens* Nyl.

***Ramalina membranacea* Mont.**

DG: GC, TR. 380-2450 m. **ER:** *E. Rodríguez et al. 423* (HUT).

Taxón listado para la loma cerro Campana (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988) y para el bosque montano Cachil (prov. Gran Chimú) (Rodríguez & Alvítez, 2014).

***Ramalina peruviana* Ach.**

DG: TR. 350 m. **ER:** *K. Salinas O. & D. Gonzales Y. s.n.* (HUT-35509). **NV:** "liquen".

***Ramalina tuberculosa* Taylor**

DG: TR, VI. 350-650 m. **ER:** *J. Mostacero et al. 782, 783* (HUT). **NV:** "liquen".

Taxón listado y sustentado con colecciones existentes en el herbario HUT para las lomas de Trujillo y Virú (Ramírez, 1969a,b). Sin embargo, esta especie no es considerada en Mycobank (2015) e Index Fungorum (2015).

***Ramalina turgida* Kremp.**

DG: TR. 700 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6220**(HUT).

Especie lomal del cerro Campana (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988).

Nota: Determinada inicialmente en el herbario HUT como *Ramalina membranacea* Mont. por C. W. Dodge, 1967.

***Ramalina* sp.**

DG: OT (Sinsicap). 2326 m. **ER.** *E. Rodríguez R. et al. 3636a* (HUT).

RHIZOCARPACEAE

***Rhizocarpon* sp.**

DG: ST (Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

ROCCELLACEAE

***Roccella dubia* Darb.**

DG: TR. 450 m. **ER:** *A. López M. 4747**(HUT).

Citada como un nuevo registro peruano por Ramírez (1969a) para la loma de Trujillo, cerro Chiputur.

***Roccella babingtoni* Mont.**

DG: TR. 600 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 4747**(HUT).

***Roccella gracilis* Bory**

=*Roccella peruensis* (Kremp.) Darb.

=*Roccella humboldtiana* Follmann

DG: AS, CH, PA, TR, VI. 100-900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & M. Mora C. 762* (HUT); *E. Rodríguez R., S. Leiva G., L. Pollack V. & V. Rimarachín C. 4094* (HUT). **NV:** "liquen".

El nombre correcto para *Roccella peruensis* y *R. humboldtiana* es *Roccella gracilis* (Tehler, 2006).

***Roccellina condensata* Darb.**

DG: TR, VI. 300-560 m. **ER:** *A. Sagástegui & F. Ayala 7311**(HUT). **NV:** "liquen".

Las cuatro especies anteriores son citadas para las lomas de la provincia de Trujillo (Ramírez, 1969a,b; Sagástegui *et al.*, 1988).

Roccellaceae Indeterminada

DG: VI (cerro Vitim). 100-150 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & M. Mora C. 1394* (HUT). **NV:** "liquen". Determinada a nivel de familia por D. Stanton, 2007.

STEREOCAULACEAE

***Squamarina squamulosa* (Nyl.) Follmann**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. & R. Ramírez V. 6921**(HUT).

Especie registrada por Sagástegui *et al.* (1988) para la loma cerro Campana.

***Stereocaulon exalbidum* Nyl.**

DG: SC, PT. 3200-3450 m. **ER:** *A. López M. & A. Sagástegui A. 3513**(HUT). **NV:** "liquen"

***Stereocaulon lecanoreum* Nyl.**

DG: GC, SC. 2350-3300 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 425a* (HUT).

Especie registrada para el bosque montano Cachil (provincia Gran Chimú) por Rodríguez & Alvítez (2014).

***Stereocaulon nanum* (Ach.) Ach.**

DG: TR. 300-400 m. **ER:** *E. Alvitez I. & E. Rodríguez R. 981* (HUT).

Especie de lomas, registrada para el cerro Campana (Ramírez, 1969a; Sagástegui *et al.*, 1988).

***Stereocaulon ramulosum* f. *farinosum* Th. Fries**

DG: SC. 3800 m. **ER:** *A. López M. & A. Sagástegui A. 3397*, 8264*(HUT). **NV:** "barba de piedra".

***Stereocaulon* sp.1**

DG: GC. 2250 m. **ER:** *A. López M. et al. 9062* (HUT). **NV:** "liquen".

***Stereocaulon* sp.2**

DG: ST. 2900 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11862* (HUT). **NV:** "liquen".

***Stereocaulon* sp.3**

DG: ST. 3250 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11110* (HUT).

***Stereocaulon* sp.4**

DG: PT. 4205 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al. 3820* (HUT).

TELOSCHISTACEAE

***Calogaya pusilla* (A. Massal.) Arup, Frödén & Søchting**

=*Caloplaca murorum* (Ach.) Th. Fr.

=*Caloplaca saxicola* (Hoffm.) Nordin

DG: AS, JU, OT, SC, ST, TR, VI. 20-3500 m. **ER:** *E. Rodríguez R., E. Alvítez I., E. Huamán R. & M. Morillo H. 3460a* (HUT).

Taxón observado sobre rocas y laderas pedregosas en las provincias citadas para la región La Libertad. Herre (1944) citado por Soukup (1965) indica a *Caloplaca murorum* (Ach.) Th. Fr., cerca de 15 km al sur de Trujillo, sobre rocas, a 300 m de altitud (actualmente prov. Virú). También ha sido documentado por Ramírez & Cano (2005a) en localidades sureñas aledañas de la región Ancash.

***Caloplaca diffractoradiata* (B. de Lesd.) Zahlbr.**

DG: AS, TR, VI. 300-655 m. **ER:** *E. Rodríguez R., M. Mora C. & J. Briceño R. 054* (HUT).

Soukup (1965) indica también a esta especie para el norte del Perú (N. P.), probablemente de una colección de la región en estudio (leg.: *Aznarán s.n.*), determinada por C. W. Dodge.

En el herbario HUT se encuentra determinada como *Gasparrinia diffractoradiata* (B. de Lesd.) Dodge por C. W. Dodge, 1967. Ramírez (1969a,b) registra a esta especie para las lomas de la provincia de Trujillo (Cerro Chiputur y Lomas de Virú). Sin embargo, este binomio no es considerado en Mycobank (2015) e Index Fungorum (2015).

***Caloplaca* sp.**

DG: ST (Angasmarca). 2600-3900 m. Taxón citado en Ramírez & Medina (2003).

***Gasparrinia* sp.1**

DG: TR. 650 m. **ER:** *J. Mostacero L. et al. 788* (HUT).

***Rusavskia elegans* (Link) S. Y. Kondr. & Kärnefelt**

=*Caloplaca elegans* (Link) Th.Fr.

=*Xanthoria elegans* (Link) Th. Fr.

DG: TR, VI. 300-600 m. Herre (1944) citado por Soukup (1965) indica la presencia de este taxón lomal, a unos 15 km al sur de Trujillo, sobre rocas, a 300 m de altitud (actualmente prov. Virú).

***Seirophora villosa* (Ach.) Frödén**

=*Teloschistes villosus* (Ach.) Norman

DG: TR. 800 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6216*, 6197**(HUT).

Soukup (1965) indica también a esta especie, para el norte del Perú (N. P.), probablemente de una colección de la región en estudio (leg.: *Aznarán s.n.*), determinada por C. W. Dodge. Ramírez (1969a,b) y Sagástegui *et al.* (1988) también la listan para la lomas de Trujillo (cerro Cabras y cerro Campana).

***Teloschistes flavicans* (Sw.) Norman**

DG: GC, TR. 330-2450 m. **ER:** *E. Rodríguez R. et al.421* (HUT), *A. López M. 4672**(HUT).

NV: "barba de piedra".

Citada por Ramírez (1969a,b) y Sagástegui *et al.* (1988) para la loma cerro Campana, y por Rodríguez & Alvítez (2014) para el bosque montano Cachil (Gran Chimú).

***Teloschistes flavicans* var. *tenuissimus* (Meyen & Flot.) Müll. Arg.**

DG: TR. 800 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6221**(HUT).

También mencionada por Ramírez (1969a,b) y Sagástegui *et al.* (1988) para la loma cerro Campana (Trujillo), y bajo la misma colección.

***Teloschistes hypoglaucus* (Nyl.) Zahlbr.**

DG: TR. 330 m. **ER:** *A. López M. 4668**(HUT).

También citada por Ramírez (1969a) y Sagástegui *et al.* (1988).

***Teloschistes nodulifer* (Nyl.) Hilmann**

DG: TR. 800 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6222**(HUT).

Referenciada por Ramírez (1969a,b) y Sagástegui *et al.* (1988) para la loma cerro Campana (Trujillo).

***Teloschistes peruensis* (Ach.) J. W. Thomson**

DG: GC, JU, OT. 2500-3500 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & S. Arroyo A. 2729a* (HUT); *E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 4135* (HUT). **NV:** "liquen amarillo".

***Teloschistes stellatus* (Mey. & Flot.) Müll. Arg.**

DG: TR. 550 m. **ER:** *A. López M. 4745**(HUT).

Citada por Ramírez (1969a) para la loma cerro Chiputur prov. Trujillo). Ramos (2014) también presenta referencias bibliográficas que citan a este taxón para la región La Libertad, entre ellas incluye a Ramírez & Cano (2005c).

***Teloschistes* sp. 1**

DG: OT. 2500-2900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & S. Arroyo A. 2729b* (HUT).

***Teloschistes* sp. 2**

DG: OT. 2500-2900 m. **ER:** *E. Rodríguez R. & S. Arroyo A. 2729c* (HUT).

***Teloschistes* sp. 3**

DG: OT. 2800-3400 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11652* (HUT). **NV:** "liquen amarillo".

***Teloschistes* sp. 4**

DG: OT. 3000 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6826** (HUT).

***Teloschistes* sp. 5**

DG: OT. 3400 m. **ER:** *H. Aguado L. 6823** (HUT).

***Teloschistes* sp. 6**

DG: OT. 3000 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6827** (HUT).

***Xanthoria parietina* (L.) Th. Fr.**

DG: TR. 380-650 m. **ER:** *E. Alvítez I. & E. Rodríguez R. 976* (HUT).

Soukup (1965) indica también a esta especie, para el norte del Perú (N. P.), probablemente de una colección de la región en estudio (leg.: *López Miranda s.n.*), determinada por C. W. Dodge. También citada por Ramírez (1969a) y Sagástegui *et al.* (1988) para las lomas de la provincia de Trujillo.

***Xanthoria substellaris* var. *caretteana* Räsänen**

DG: TR. 450 m. **ER:** *M. Fernández H. & R. Ramírez V. 6240**(HUT).

También citada por Ramírez (1969a, b).

UMBILICARIACEAE

***Umbilicaria calvescens* Nyl.**

DG: ST (Town of Shory). 3800 m. **ER:** *H. Maloney s.n.* (FH-000197527). Determinado por G. Hestmark (Univ. of Oslo).

Nota: Bajo el mismo código, en el herbario FH se encuentra determinada como: *Umbilicaria peruviana* Llano.

Ramos *et al.* (2013) la reportan para Arequipa (Pocsi).

***Umbilicaria* sp. 1**

DG: OT. 3200 m. **ER:** *A. Sagástegui A. et al. 11580, 11600* (HUT). **NV:** "liquen".

***Umbilicaria* sp. 2**

DG: OT. 3000 m. **ER:** *R. Ramírez V. 6936**(HUT).

VERRUCARIACEAE

***Endocarpon pallidulum* (Nyl.) Nyl.**

Probablemente una colección de la región La Libertad, indicada por Soukup (1965) como del "Norte del Perú, Leg. *Aznaran*; det. C.W. Dodge".

En general para la región La Libertad, Ramírez (1969a) registra a 63 especies de líquenes para la provincia de Trujillo, que a su vez incluye a 34 especies lomales para esta misma provincia (Ramírez, 1969b), exceptuando a *Parmelia peruviana*. Luego, las 37 especies de líquenes citados por Sagástegui *et al.* (1988) para la loma cerro Campana (Trujillo), también se encuentran incluidos en Ramírez (1969a), a excepción de *Cladonia pycnoclada* y *Squamarina squamulosa*. Así mismo, Rodríguez & Alvítez (2014) efectuaron un inventario preliminar de los líquenes del bosque montano relicto Cachil (provincia Gran Chimú), totalizando 23 especies. Finalmente, Ramos (2014) en su "Lista de especies de líquenes y hongos liquenícolas del Perú", proveniente de una acuciosa revisión bibliográfica, registra para esta región a 38 taxones, incluidos lo presentado por Ramírez (1969b). En el presente inventario, son consideradas las colecciones de respaldo presentadas en estos estudios, depositadas en el herbario HUT, y discutidas con los nombres de líquenes dados por Soukup (1965), Lumbsch & Huhndorf (2010) y Ramos (2014) para la región. Adicionado este material, al resto de taxones de las colecciones para otras provincias de la región existentes en el mismo herbario, así como la consideración de especies que crecen en zonas adyacentes al área de estudio por presentar las mismas condiciones y requerimientos ecológicos, y de las recolecciones recientes por los autores; se totalizan 192 taxones para la liquenobiota actual de la región La Libertad, siendo la familia Parmeliaceae la que presenta el mayor número; con lo cual, se incrementa notablemente lo registrado en el pasado.

Conclusiones

El catálogo de la liquenobiota de la región La Libertad, Perú, presenta 192 especies ordenadas en 28 familias y 60 géneros.

Agradecimientos

Los autores expresan su gratitud a las autoridades del Herbarium Truxillense de la Universidad Nacional de Trujillo (HUT) por facilitar la revisión del material de líquenes existente en esta institución; a nuestros maestros: Dr. Arnaldo López Miranda (†) (HUT), Dr. Abundio Sagástegui Alva (†) (HAO, HUT), Dr. Isidoro Sánchez Vega (†) (CPUN), Dr. Michael O. Dillon (F), Ing. Rodolfo Vásquez Martínez (MO), y Maximilian Weigend (Bonn, Alemania) por sus enseñanzas y dirigir los trabajos de campo en el Norte del Perú. También se agradece a Camile Truong, Göran Thor, Teuvo Ahti,

Tom Nash, Asunción Cano y Tun Garrido por proporcionar literatura original; y a Kety Salinas por el apoyo logístico en el herbario HUT.

Contribución de los autores

E.R.: Ha redactado y revisado el documento, identificado, recolectado, fotografiado ciertas especies y ambientes, y revisado material de herbario. A.R.: Ha revisado el artículo, identificado y recolectado ciertas especies. E.A.: Ha revisado el artículo y contribuido en la recolección de muestras de líquenes. L.P.: Ha revisado el artículo, contribuido en la recolección de muestras de líquenes y registros fotográficos. S.L.: Ha revisado el artículo, contribuido en la recolección de muestras de líquenes y registros fotográficos. R.A.: Ha revisado el artículo y elaborado una base de datos de líquenes actualizada del herbario HUT. Todos los autores han leído el manuscrito final y aprobado la revisión.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Ahti, T. 2000. Cladoniaceae. Fl. Neotopica Monogr. 78. 1-362.

Barreno, E. 1998. Hongos Simbiontes: Líquenes, micoficobiosis y micorrizas. Cap. 10. *En*: Botánica. España. McGraw-Hill. Pp. 309-340.

Diederich, P. 2003. New species and new records of American lichenicolous fungi. Herzonia 16: 41-90.

Dodge, C. 1964. Some lichenes of tropical Africa. IV. Dermatocarpaceae to Pertusariaceae. Belhefte. Nova Hedwigia. Helft. 12. Veriag J. Craner.

Engler, A. 1954. Syllabus Pflanzefamilien. I. Band. Gebrüder. Borntraeger. Berlin-Nikolassee. Felgentreff & Co. Berlin SW 29.

Fernández, A. & E. Rodríguez. 2007. Etnobotánica del Perú Pre-Hispano. Ediciones Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.

Feuerer, T. & H. Sipman. 2005. Additions to the lichenized and lichenicolous fungi of Bolivia. Herzogia 18: 139–144.

Feuerer, T. 2013. Checklist of lichens and lichenicolous fungi. Version 1, April 2013. Disponible en: http://www.lichens.uni-hamburg.de/lichens/south-america/peru_l.htm. Acceso: 24 de junio del 2015.

Friedmann, E. I. & M. Galun. 1974. Desert algae, lichens, and fungi. *In* G. W. Brown [ed.], Desert biology, vol. II, 165–212. Academic Press, New York, New York, USA.

Gómez, J. 1966. Algunos Líquenes foliosos y fruticulosos de las lomas de Pachacámac. Libro de Resúmenes del Primer Congreso Nacional de Biología. Lima-Perú. Pág. 23, 24.

Hale, M. 1968. A Synopsis of the lichen genus *Pseudevernia*. The Bryologist 71 (1): 1-111.

Hale, M. 1979. How to know the Lichens. Edit. the Pictured Key nature Series. Iowa-U.S.A.

Herrera, F. 1941. Sinopsis de la flora del Cusco. Tomo I. Parte Sistemática. Publicado bajo los auspicios del Supremo Gobierno. Lima 4 de julio de 1941. pp. 50 – 64.

Herrera, T. & M. Ulloa. 1990. El Reino de los Hongos. Ed. Fondo de Cultura Económica. México.

Index Fungorum. 2015. INDEXFUNGORUM. Disponible en: www.indexfungorum.org. Acceso: 28 de noviembre del 2015.

Kashiwadani, H. 1987. Peruvian species of *Ramalina* (Lichens). In Inoue, H. (ed): Studies on Cryptogams in Southern Peru. Tokai University Press, Tokyo. Pp.139-144.

Knudsen, K.; A. Flakus & M. Kukwa. 2012. A contribution to the study of *Acarosporaceae* in South America. *The Lichenologist* 44(2): 253–262.

Lumbsch, H. T. & S. M. Huhndorf. 2010. Outline of Ascomycota-2009. Part One. Notes on Ascomycete Systematics. Nos. 4751-5113. Part Two. MYCONET 14. *Fieldiana.* Life and Earth Sciences n.s. 14(1): 1-62.

Margulis, L. 1993. Symbiosis in Cell Evolution: Microbial communities in the Archean and Proterozoic eons. 2nd Edition. New York, Freeman.

Mason, H. 1979. How to know the lichens. 2nd. Edition, Brocom Company. Publisher Dubuque. Iowa.

Mycobank. 2015. MYCOBANK DATABASE. Disponible en: http://www.mycobank.org/. Acceso: 14 de diciembre del 2015.

Nash, T.; C. Gries & J. Elix. 1995. A Revision of the Lichen Genus *Xanthoparmelia* in South America. Bibliotheca Lichenologica, 56, J. Cramer, Berlin, Stuttgart. 157 pp.

Núñez, J.; P. Divakar; G. Huallparimachi; M. Holgado; Z. Vela; M. Pavlich & A. Crespo. 2015. Nuevos registros de la liquenobiota del Santuario Histórico de Machu Picchu, Perú. Rev. peru. biol. 22(3): 323-328.

Peláez, F. & E. Alvítez. 1992. Criptógamas de la Prov. de Celendín-Cajamarca (RENOM): Líquenes I. Libro de Resúmenes del V Congreso Nacional de Botánica. Lambayeque, Perú. Pág. 14.

Purvis, W. 2000. Lichens. The Natural History Museum, London.

Ramírez, R. 1969a. Lista de los Líquenes de la Provincia de Trujillo. Boletín de la Sociedad Botánica de La Libertad. 1(2): 45-54.

Ramírez, R. 1969b. Líquenes de la Lomas de la Provincia de Trujillo. Revista de la Facultad de Ciencias Biológicas. 2(1): 55-70.

Ramírez, A. & F. Medina. 2003. Líquenes en Angasmarca, Santiago de Chuco, La Libertad, Perú. Libro de Resúmenes del II Congreso Internacional de Estudiantes de Ciencias Biológicas (II CIECBIOL) y IV Congreso Nacional de Estudiantes de Biología (IV CONEBIOL), Univesidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú, 15-18 octubre 2003.

Ramírez, A. & A. Cano. 2005a. Líquenes de Pueblo Libre, una localidad andina en la Cordillera Negra (Huaylas, Ancash, Perú). Rev. peru. biol. 12 (3): 383- 396.

Ramírez, A. & A. Cano. 2005b. Patrón estructural en el liquen *Thamnolia* para estudios de radiación ultravioleta de la atmósfera. Libro de Resúmenes del IV Encuentro Científico Internacional (ECI), Lima, Perú. s/pág.

Ramírez, A. & A. Cano. 2005c. Contribución al estudio taxonómico del género *Teloschistes* (Liquen) en el Perú. Libro de resúmenes del XIV Reunión Científica ICBAR, Lima. p. 37.

Ramos, D.; A. Ramírez; V. Quipuscoa; K. Durand & J. Huallpa. 2013. Diversidad de Líquenes en el Anexo de Tuctumpaya, Distrito de Pocsi, Arequipa, Perú. Arnaldoa 20 (1): 129 -154.

Ramos, D. 2014. Lista de especies de líquenes y hongos liquenícolas del Perú. Glalia 6 (2): 1-49.

Rodríguez, E. & E. Alvítez. 2014. Inventario preliminar de los Líquenes del Bosque Relicto Cachil (Provincia de Contumazá, Departamento de Cajamarca. Sagasteguiana 2 (1): 31-36.

Sagástegui, A.; J. Mostacero & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana (Provincia de Trujillo). Boletín de la Sociedad Botánica de La Libertad. 14 (1-2): 1-47.

Soukup, J. 1965. Lista de líquenes del Perú. Biota 6: 28-45.

Spribille, T.; V. Tuovinen; P. Resl; D. Vanderpool; H. Wolinski; M. Aime; K. Schneider; E. Stabentheiner; M. Toome; G. Thor; H. Mayrhofer; H. Johannesson & P. McCutcheon. 2016. Basidiomycete yeast in the cortex of ascomycete macrolichens. Science New York. 353 (6298): 488-492. DOI: http://science.sciencemag.org/content/353/6298/488

Tehler, A. 2006. *Roccella gracilis*, the correct name for *R. peruensis* and *R. humboldtiana* (lichenized fungi, *Roccellaceae*). Taxon. 55 (3): 785-787.

Thiers, B. 2015. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/. Acceso: 15 de mayo del 2015.

Thompson, J. 1963. The Lichens Genus *Physcia* in North América Beihefte zur Nova Hedwigia. Heft 7. Verlag Von J. Cramer.

Thor, G. 1988. The new species of *Chrysothrix* from South America. The Bryologia 91(4): 360-363.

Tovar, D. & R. Aguinaga. 1994. Líquenes como indicadores de la contaminación atmosférica en Lima metropolitana. Revista de Química. 8 (2): 135-152.

Truong, C. & P. Clerc. 2012. The lichen genus *Usnea* (Parmeliaceae) in tropical South America: species with a pigmented medulla, reacting C+yellow. The Lichenologist 44 (5): 625-637.

Weber, W. & J. Lanier. 1977. Los líquenes en las Islas Galápagos. Estación Científica Charles Darwin: 1-20.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. *In:* K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38-54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. peru. biol. 11 (2): 127-134.

ANEXOS

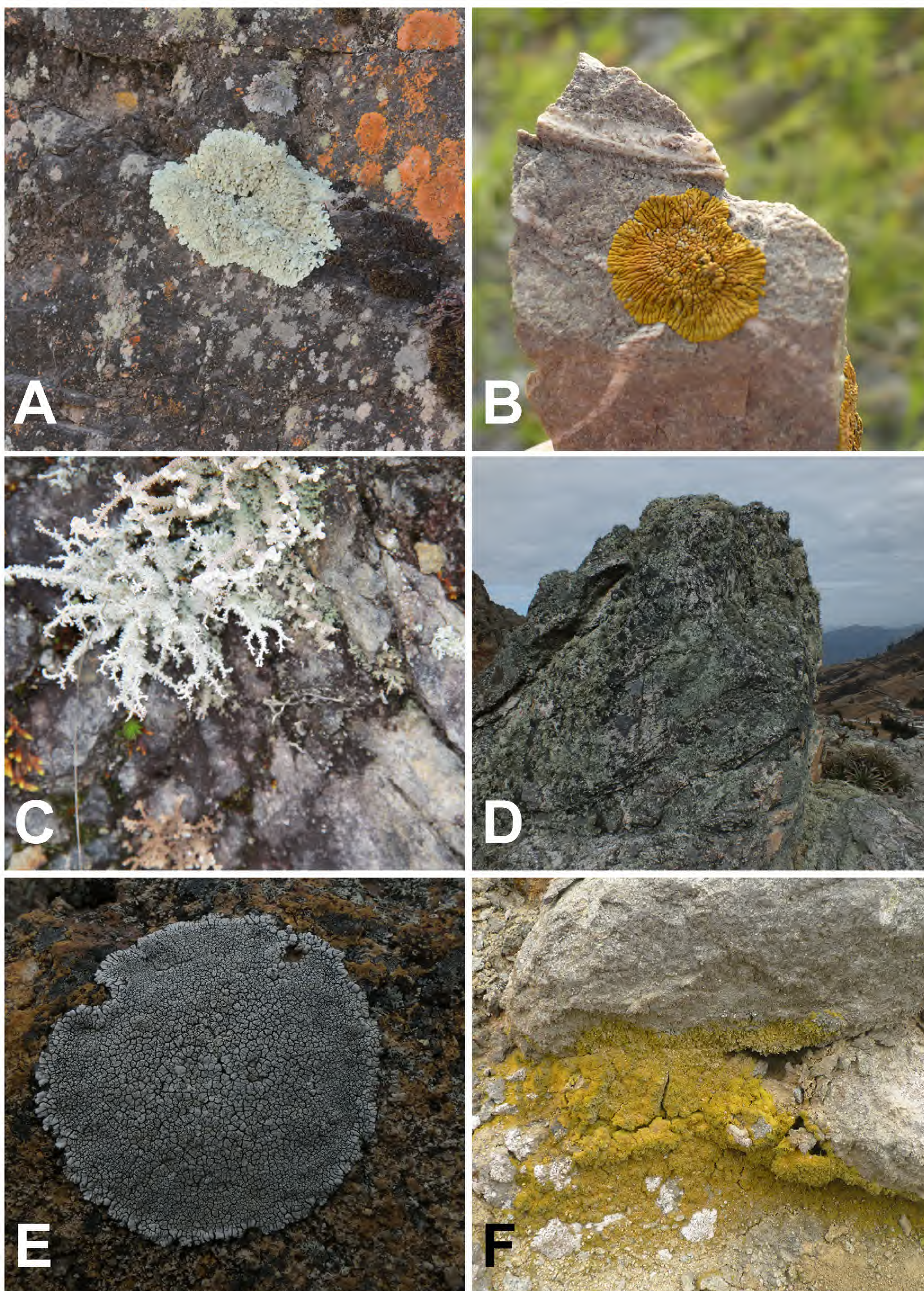


Fig. 1. Hábitats naturales de líquenes pioneros en la región La Libertad, Perú. A-E. Saxícola; F: Sobre tierra o roca en descomposición. (Fotografías: E. Rodríguez R. *et al.*, excepto D y E por S. Leiva G.)

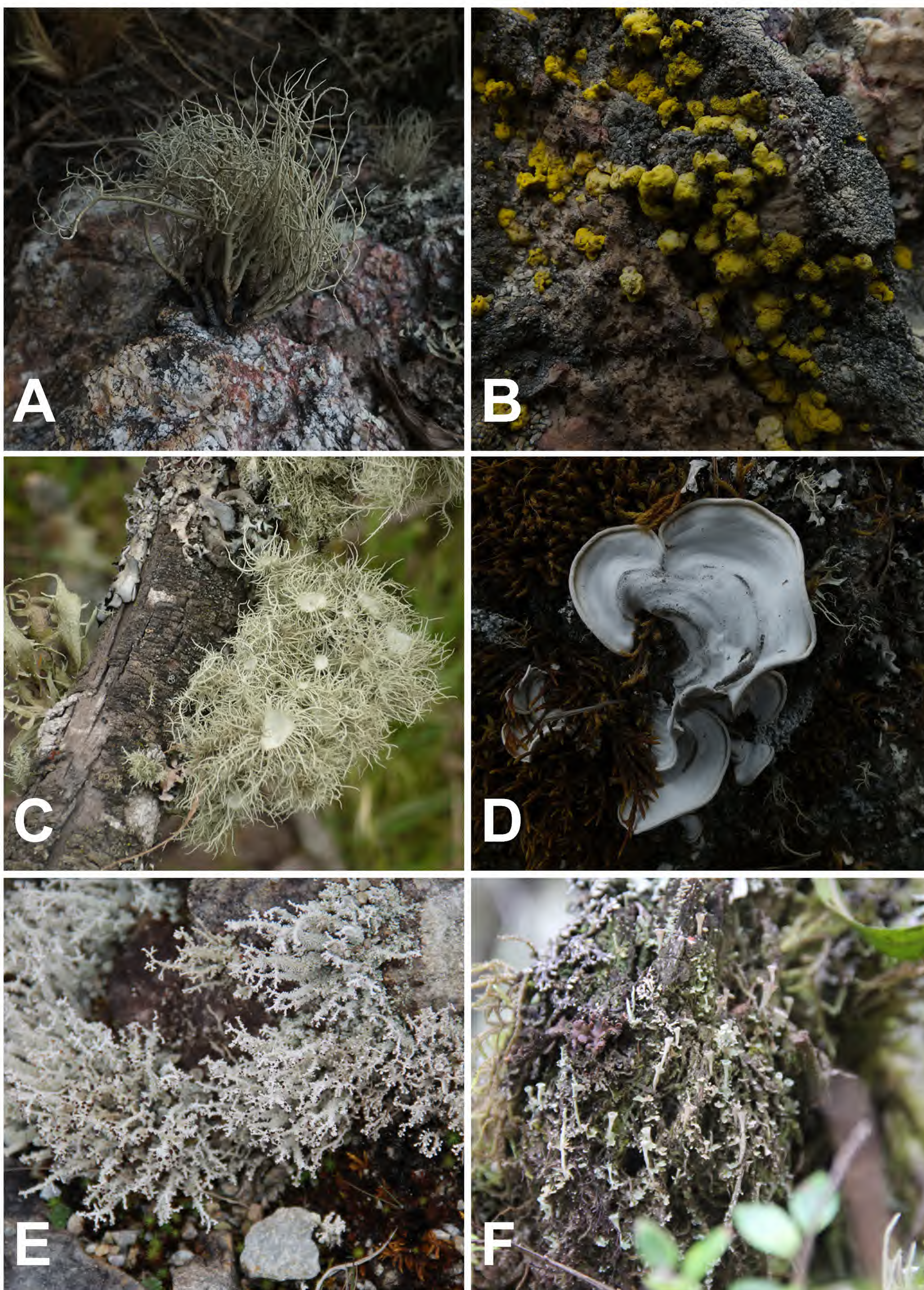


Fig. 2. Hábitats naturales de líquenes pioneros en la región La Libertad, Perú. A-B. Saxícola; C Sobre corteza de ramas y troncos vegetales secos; D-F. Sobre restos vegetales en descomposición enriquecidos en nutrientes. (Fotografías: E. Rodríguez R. *et al*., excepto A, B y D por S. Leiva G.)

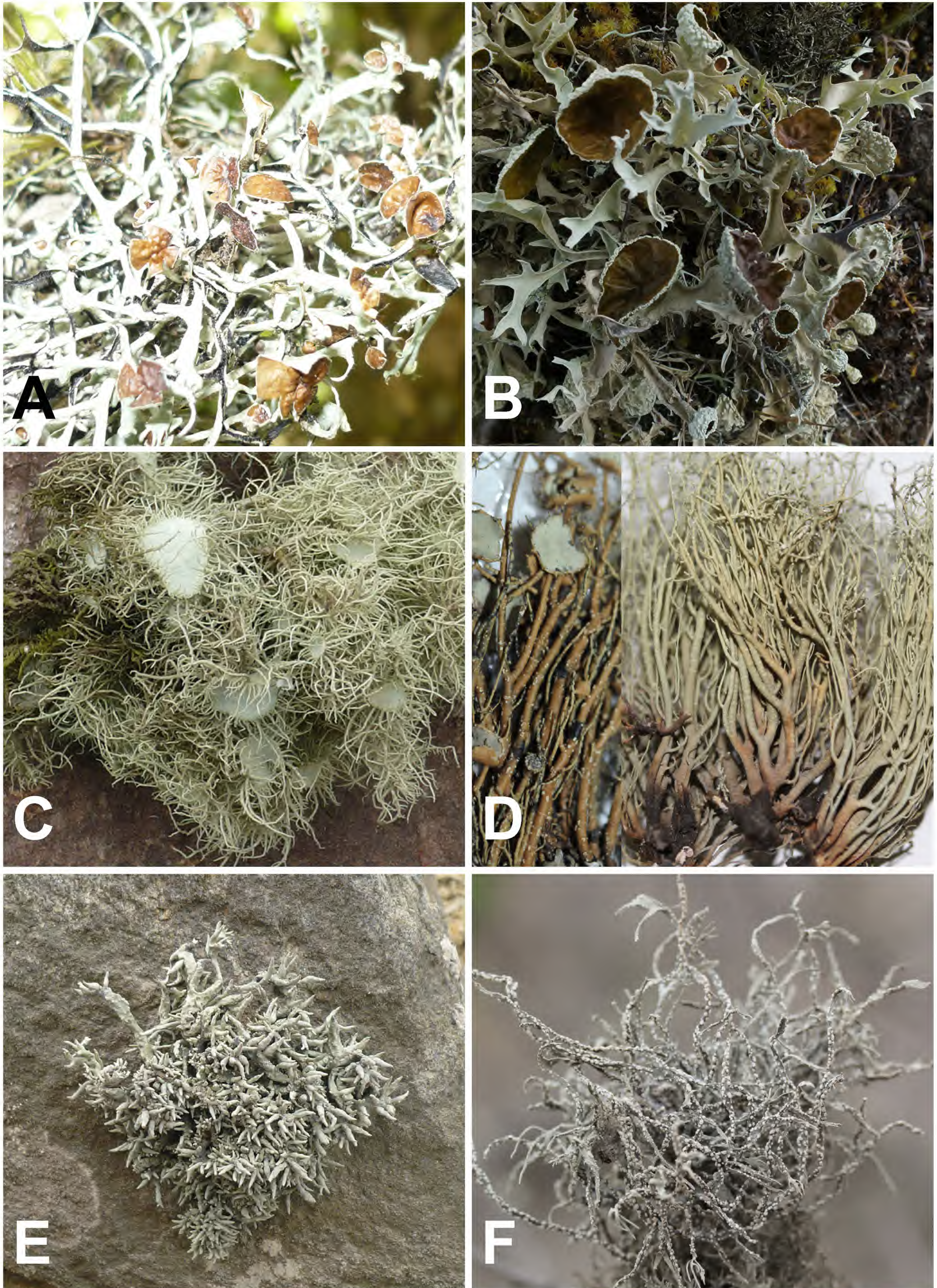


Fig. 3. A. *Everniastrum billingsii* (W. L. Culb. & C. F. Culb.) Sipman; B. *Everniopsis trulla* (Ach.) Nyl.; C. *Usnea dasaea* Stirton; D. *Usnea durietzii* Motyka E. *Niebla* cf. *ceruchoides* Rundel & Bowler; F. *Roccella gracilis* Bory. (Fotografías: E. Rodríguez R. & L. Pollack V. excepto B por S. Leiva G.)

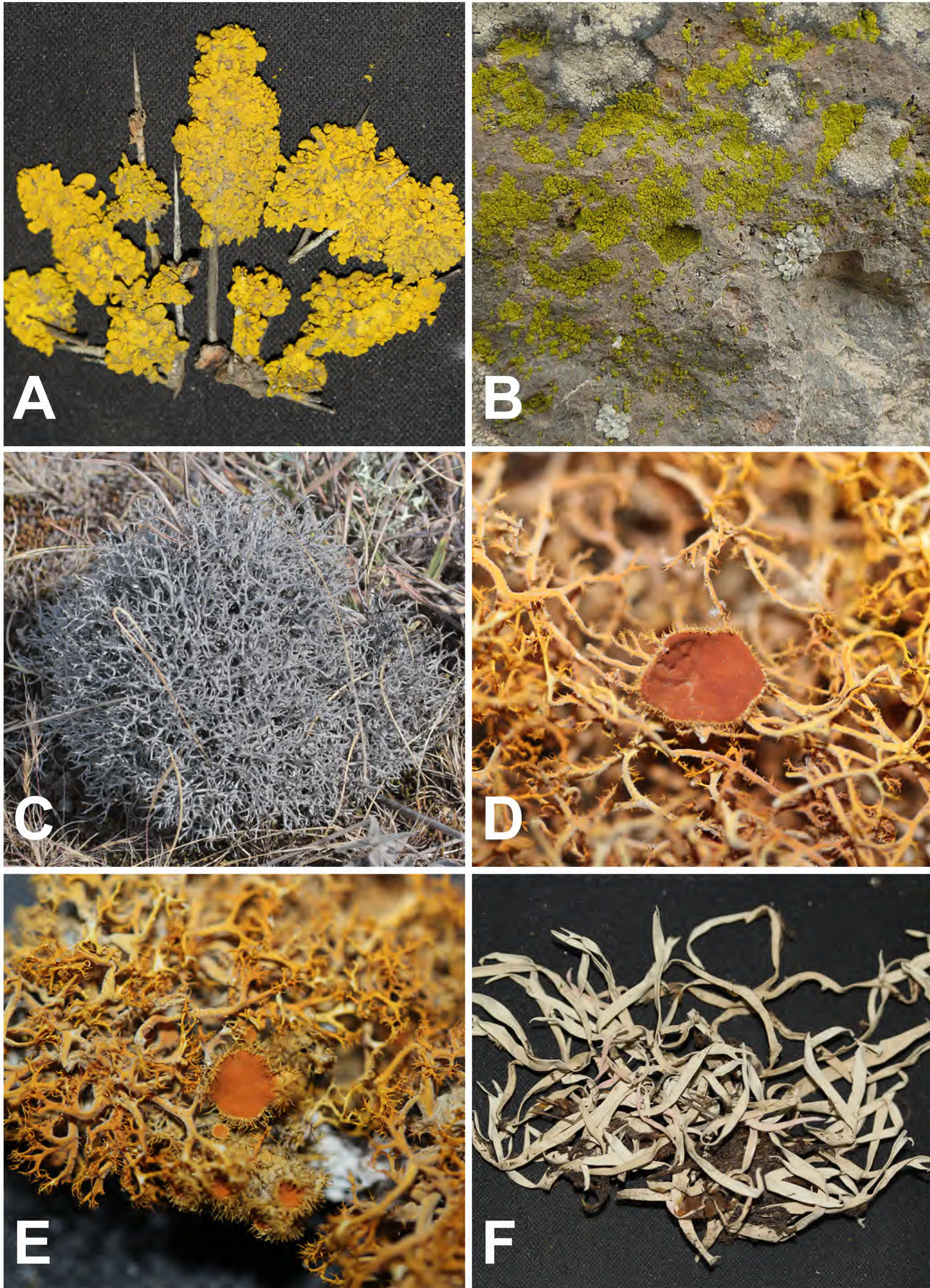


Fig. 4. A. *Chrysothrix noli-tangere* (Mont.) Mont.; B. *Chrysothrix granulosa* G. Thor; C. *Tornabea scutellifera* (With.) J. R. Laundon; D. *Teloschistes peruensis* (Ach.) J. W. Thomson; E. *Teloschistes* sp.; F. *Thamnolia vermicularis* (Sw.) Schaer. (Fotografías: E. Rodríguez R. & L. Pollack V.)

Arnaldoa 24 (2): 523 - 542, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24206

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Biodiversidad de la provincia de Loja, Ecuador

Biodiversity of the province of Loja, Ecuador

Zhofre Aguirre Mendoza, Nikolay Aguirre Mendoza & Johana Muñoz Ch.
Universidad Nacional de Loja, Loja, ECUADOR.
Autor para correspondencia: zhofre.aguirre@unl.edu.ec



Recibido: 1-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

La biodiversidad o diversidad biológica es la variedad de vida en la Tierra, incluye tres niveles de organización biológica: ecosistemas, especies y genes, y uno étnico-cultural; significa vida que se desarrolla y vive en un espacio determinado. En este contexto, la provincia de Loja es una de las zonas megadiversas del Ecuador, debido a su ubicación en un área de convergencia entre Costa y Amazonia, Andes bajos de fuertes pendientes y la presencia de la depresión de Huancabamba, que han generado hábitats especiales que provocan la presencia de vida muy particular. Investigadores catalogan a la provincia de Loja como un área con una extraordinaria diversidad de ecosistemas (22 ecosistemas), de grupos taxonómicos: 3039 especies de plantas, 93 de mamíferos, 382 de aves, 51 de anfibios y 42 de reptiles, y de diversidad genética silvestre guardada en los bosques y en su agrobiodiversidad; aquí ocurre una de las mayores concentraciones de variedades de *Phaseolus vulgaris*, caricáceas y anonáceas; argumentos que sustentan que esta área es muy diferente al resto del país. Además, la particularidad y singularidad de los componentes de la biodiversidad, junto a la cosmovisión de su población, han forjado una diversidad étnica y cultural muy singular que la diferencia del resto del Ecuador.

Palabras clave: ecosistemas, especies, conservación, región sur del Ecuador.

Abstract

Biodiversity or biological diversity is the variety of life on Earth, it includes three levels of biological organization: ecosystems, species and genes, and one ethnocultural level; it means life that develops in a specific space. In this context, the province of Loja is one of the most diverse areas of Ecuador, due to its location in an area of convergence between the Coast and the Amazon, low Andes of steep slopes and the presence of the Huancabamba depression, which have generated special habitats that provoke the presence of a very particular life. Researchers catalog the province of Loja as an area with an extraordinary diversity of ecosystems (22 ecosystems), of taxonomic groups: 3039 species of plants, 93 mammals, 382 birds, 51 amphibians and 42 reptiles, and of wild genetic diversity stored in the forests and in its agrobiodiversity; one of the highest concentrations of varieties of *Phaseolus vulgaris*, Caricaceae and Annonaceae occurs here; arguments that sustain that this area is very different from the rest of the country. In addition, the particularity and uniqueness of the biodiversity components, together with the cosmovision of its population, have forged a very unique ethnic and cultural diversity that differentiates it from the rest of Ecuador.

Keywords: ecosystems, species, conservation, southern region of Ecuador.

Citación: Aguirre, Z.; N. Aguirre & J. Muñoz. 2017. Biodiversidad de la provincia de Loja, Ecuador. Arnaldoa 24(2): 523-542. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24206

Introducción

La biodiversidad o diversidad biológica es la variedad de vida en la tierra. Ésta incluye tres niveles de organización biológica y uno etnico-cultural; abarca la diversidad de especies de plantas, animales, hongos y microorganismos que viven en un espacio determinado, a su variabilidad genética y a los ecosistemas de los cuales son parte estas especies. También incluye los procesos ecológicos y evolutivos que se dan a nivel de genes, especies y ecosistemas.

La diversidad biológica comprende todas las formas de vida, desde el más diminuto microbio hasta el más corpulento animal o planta, así como los ecosistemas de los cuales forman parte. Esta diversidad aporta a la humanidad bienes y servicios, desde alimentos, agua, captura de CO_2 y energía hasta los genes que protegen las cosechas y curan enfermedades. También son el pilar en el que descansan todos los

procesos naturales que ayudan a controlar la erosión del suelo, a purificar el agua, el aire, a reciclar el carbono y los nutrientes (Convenio de Diversidad Biológica, 1992).

Ecuador es considerado uno de los 17 paises megadiversos del mundo (Aguirre, 2012), debido a su extraordinaria diversidad contenida dentro de una reducida superficie (0,2% del planeta). La provincia de Loja enmarcada en la región del sur del Ecuador, es un área compleja biológicamente, aquí la cordillera de los Andes presenta su más baja distribución altitudinal, conocida como la deflexión de Huancabamba, su geología se compone de un volcanismo antiguo pre-Cretáceo a Terciario (Herbario LOJA, 2000). Existe una fisiografía muy particular que incluye valles secos, bosques nublados, páramos y bosques amazónicos, de naturaleza distinta a los del norte del pais.

Madsen (2002) indica que un elevado número de plantas y animales habitan estos ambientes y su rareza y diversidad han atraído a naturalistas destacados, como La Condaime (1743), Humboldt (1802), Litle (1978) cuyas observaciones han trascendido a todo el mundo, calificando a Loja como nudo botánico y jardín botánico del Ecuador. Cita como ejemplo sobresaliente de la importancia biológica la presencia de *Cinchona officinalis* "casacarilla", especie que crece en las montañas de Loja, que fue aprovechada desde la colonia y sigue usándose para curar la malaria en muchos países del mundo.

La biodiversidad de la provincia de Loja esta influenciada por: su ubicación geográfica, diversidad de pisos altitudinales, la depresión de Huancabamba, geomorfología, cuatro cuencas hidrográficas que generan hábitats y microhábitas que facilitan las condiciones para el desarrollo de flora y fauna (PNUMA *et al.*, 2007; Aguirre & Maldonado, 2004; Aguirre, 2014), esto sugiere que la provincia de Loja es un área aislada geográficamente, con carcateristicas particulares en lo que a su diversidad biológica y cultural se refieren. La Universidad Nacional de Loja, en los últimos 20 años ha documentado mediante investigaciones parte de esta diversidad biológica.

Este artículo intenta destacar la biodiversidad de la provincia de Loja, sus ecosistemas, especies, y la variabilidad genética que permite sobrevivir y evolucionar a las especies silvestres y cultivadas. De otro lado, la diversidad cultural en todos los cantones de la provincia es significativa, existiendo manifestaciones culturales que identifican al poblador lojano, reflejada en su solidaridad, costumbres, alimentación y cosmovisión de la naturaleza.

Diversidad de ecosistemas de la provincia de Loja

Por diversidad de ecosistemas se entiende la variedad de comunidades de organismos que ocurren en determinadas áreas; incluye a las especies que las componen, los procesos ecológicos que desempeñan y los cambios en la composición de especies de una región a otra. La provincia de Loja esta conformada por una serie de cadenas montañosas entrecruzadas denominadas nudos (Cajanuma, Guagrahuma y Sabanilla), originando el relieve más irregular del país que ejerce influencia directa en la diversidad ecosistémica de la provincia, como resultado se tiene una región muy compleja biológicamente y por ende megadiversa.

Lozano (2002) manifiesta que la provincia de Loja tiene una enorme diversidad florística y paisajística, cuenta con formaciones tan singulares como el páramo andino, los bosques montanos de

neblina y los calidos matorrales y bosques secos.

Según Cueva & Chalán (2010) en la provincia de Loja se pueden diferenciar 11 ecosistemas (Tabla 1).

Estos ecosistemas naturales ocupan el 29,3 % de la superficie provincial, solamente el 5,81 % (18 802 ha) se encuentra protegidos dentro del Patrimonio de Áreas Naturales del Estado (PANE), en los Parques Nacionales Podocarpus y Yacuri. Esta realidad es preocupante debido a los multiples servicios ecosistemicos que proveen a la sociedad en contraposición a la serie de presiones antrópicas que soportan.

Tabla 1. Tipos de cobertura vegetal existente en la provincia de Loja.

Tipos de cobertura	Superficie (ha)	Porcentaje provincial (%)
Páramo	28 665	2,60
Bosque húmedo denso	64 035	5,80
Bosque húmedo intervenido	45 458	4,12
Matorral húmedo alto	168 778	15,28
Matorral húmedo degradado	6 160	0,56
Bosque seco denso	36 052	3,26
Bosque seco semidenso	105 491	9,55
Bosque seco ralo	44 007	3,99
Matorral seco alto	82 145	7,44
Matorral seco bajo	50 968	4,62
Pasto natural	192 234	17,41

El Ministerio del Ambiente (MAE) propuso oficialmente la clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental (MAE, 2013), en la cual la diversidad ecosistemica de la provincia de Loja es de 22 ecosistemas de los 92 que existen en Ecuador, cada uno con estructura y composición claramente diferenciables. En la tabla 2, se presentan el nombre del ecosistema con su respectiva superficie.

La presencia de este número de ecosistemas demuestran la importancia biológica del sur del Ecuador, el 23,91 % de los ecosistemas del país están presentes en la provincia de Loja, corroborando la importancia de su conservación, no obstante, no todos los ecosistemas están bajo algún tipo de estrategia de conservación; al respecto las áreas que están bajo protección del Patrimonio de Areas Naturales del Ecuador son: Parque Nacional Podocarpus, Parque Nacional Yacuri, que contienen muestras de páramo, bosque andino y bosques piemontano.

Quiza los que tienen mejores oportunidades para su permanencia y conservación son los bosques secos ubicados en zona de veda, y que fueron declarados por la UNESCO como Reserva de Biósfera de Bosque Seco y Reserva de Biósfera Transfronteriza (MAE, 2015), los cuales constituyen uno de los biomas más amenazados del planeta y conforman El Centro de Endemismo Tumbesino, área

Tabla 2. Ecosistemas naturales que ocurren en la provincia de Loja, según el MAE (2013).

Ecosistema	Superficie (ha)
Bosque siempreverde montano bajo del sur de la Cordillera Oriental de los Andes	0,001
Bosque siempreverde estacional de tierras bajas del Jama-Zapotillo	0,3
Arbustal siempreverde montano alto del páramo del sur	1,6
Bosque siempreverde montano bajo del Catamayo-Alamor	164,4
Arbustal siempreverde y herbazal del páramo	3959,5
Bosque deciduo montano bajo del Catamayo-Alamor	4819,7
Bosque siempreverde montano alto del sur de la Cordillera Oriental de los Andes	7335,1
Arbustal desertico del sur de los valles	7875,6
Arbustal siempreverde montano del sur de los Andes	8953,6
Herbazal del páramo	9367,0
Bosque siempreverde montano alto del Catamayo-Alamor	13303,5
Bosque bajo y arbustal deciduo de tierras bajas del Jama-Zapotillo	13380,5
Bosque y arbustal semideciduo del sur de los valles	15303,7
Bosque siempreverde estacional montano bajo del Catamayo-Alamor	15792,3
Bosque siempreverde montano del sur de la Cordillera Oriental de los Andes	29962,7
Bosque siempreverde estacional piemontano del Catamayo-Alamor	33435,0
Bosque deciduo piemontano del Catamayo-Alamor	39416,7
Bosque siempreverde montano del Catamayo-Alamor	48952,3
Bosque deciduo de tierras bajas del Jama-Zapotillo	51043,5
Bosque semideciduo montano bajo del Catamayo-Alamor	66059,2
Arbustal semideciduo del sur de los valles	71260,2
Bosque semideciduo piemontano del Catamayo-Alamor	161867,9
Total	**602 254,3**

considerada como una de las regiones más importantes del planeta por su riqueza biológica y endemismo, catalogado como uno de los puntos calientes de biodiversidad del planeta.

Diversidad de especies en la provincia de Loja

La diversidad de especies se refiere a la riqueza de especies existente en un lugar o hábitat, es la moneda universal para expresar la diversidad especifica de una zona determinada. La diversidad biológica se presenta o expresa típicamente en términos de número de especies de los diferentes grupos taxonómicos que ocurren en una determinada área, esta puede ser expresada mediante riqueza de especies o índices de diversidad; incluye la diversidad alfa, beta y gamma. La diversidad de

especies de la provincia se agrupa en dos taxones bien diferenciados: flora y fauna (aves, mamíferos, reptiles y anfibios).

Diversidad florística

La diversidad de flora se relaciona y depende de la diversidad de ecosistemas, que en el caso de la provincia de Loja esta fuertemente influenciada por el declive de la cordillera de los Andes que origina la depresión de Huancabamba, presencia de los valles interandinos, cuencas hidrográficas, gradiente altitudinal y suelos, factores que convergen para facilitar la presencia de hábitats que favorecen a que sea una de las provincias más diversas (Aguirre, 2012) provocando una zona biológicamente complicada de entender en la perpsectiva de la ciencia. De ahí que sin execepción todos los investigadores y científicos que visitan Ecuador, en su agenda consta la visita "obligada" a Loja y sur del Ecuador y, siempre encuentran novedades científicas, reflejados en nuevas especies y nuevos registros para la zona.

Diversos investigadores argumentan la diversidad florística de la zona, asi: Jorgensen y Leon-Yánez (1999), señalan que en la provincia de Loja existen aproximadamente 3 039 especies (21,19 % de las especies del Ecuador) de las cuales 639 son endémicas.

Estudios realizados en los valles secos del Sur, dan cuenta de la diversidad florística de éstos, asi: en Yunguilla (Sumaypamba, Uchucay y Yuluc) se reportan 93 especies incluidas en 90 géneros y 52 familias, de éstas 9 especies son árboles, 38 arbustos, 41 hierbas y 5 epífitas. En el valle de Malacatos-El Tambo se contabilizan 99 especies en 84 géneros y 48 familias, 14 pertenecen al estrato arbóreo, 39 al arbustivo, 41 al herbáceo y 5 son epifitas. En el valle de Catamayo se encontró 70 especies dentro de 67 géneros y 39 familias, 15 son árboles, 31 arbustos, 21 hierbas y 3 epífitas. Se registraron 12 especies endémicas restringidas al callejón interandino del Ecuador, seis en el valle de Yunguilla, cuatro en Malacatos y dos en Catamayo (Aguirre *et al.*, 2011).

Las especies arbóreas ecológicamente más importantes en los valles secos interandinos del sur de Ecuador son: *Acacia macracantha, Opuntia soederstromiana, Caesalpinia spinosa, Ceiba insignis* y *Colicodendron scabridum*. Las especies arbustivas dominantes son: *Agave americana, Croton wagneri*, *Ipomoea carnea* y *Fourcraea andina.* La vegetación herbácea es escasa en la temporada seca y exuberante en la lluviosa, con dominio de poaceas *Schizachyrum tenerum, Aristida adscensionis, Aristida ecuadoriensis, Setaria cernua, Digitaria insularis, Chloris inflata* y *Setaria parviflora* (Aguirre *et al*., 2011).

Para los bosques secos de la provincia de Loja, en estudios realizados por Herbario LOJA *et al.* (2001; 2003); Aguirre (2014), se reportan 150 especies dentro de 115 géneros y 48 familias. La riqueza no es elevada, pero si la diversidad de formas de vida y su adaptación a las condiciones climáticas de la zona, además son especies endémicas de una de las ecoregiones mas frágiles y presionadas del planeta. Madsen *et al.* (2001) y Aguirre (2014) mencionan que los bosques secos de la provincia de Loja, son parte de la zona de endemismo de plantas del pacífico sur destacando la necesidad de su conservación.

Aguirre *et al.* (2015) en una análisis para los páramos del Parque Nacional Podocarpus, considerando la base de datos del herbario Reinaldo Espinosa, reportan 737 especies que corresponden a 257 géneros y 105 familias, adicionalmente se indica que 67 de éstas son endémicas para el Ecuador. También, Quizhpe *et al.* (2002)

señalan que en los páramos del Parque Nacional Podocarpus se registraron 221 especies dentro de 98 géneros y 61 familias de las cuales 34 especies son endémicas del Ecuador.

En un aporte muy valioso para la flora de la hoya de Loja, Gutierrez & Merino (2010) reportan la existencia de 1250 especies vegetales que crecen *ex situ* en el jardín botánico Reinaldo Espinosa y en el Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Fracisco Vivar C.

En la tabla 3, se presentan algunos estudios realizados en la provincia de Loja, mediante los cuales se ha documentado su diversidad florística

Diversidad de aves

Las aves son el grupo más conocido de fauna en el Ecuador, asi la vertiente oriental de la Andes es conocida por su excepcional diversidad (Rahbek *et al*., 1995). Paulsch (2007) observó un total de 227 especies de aves entre 1999 y 2002 en la Reserva

Tabla 3. Especies, géneros y familias de plantas reportados en estudios realizados en diferentes ecosistemas de la provincia de Loja.

Lugar	Número especies	Número géneros	Número familias	Tipo de ecosistema	Autor	Año
Machanguilla (Macará)	107	92	45	Bosque seco semideciduo	Morales Miguel	2003
La Ceiba Zapotillo-Loja	31	26	19	Bosque seco deciduo	Contento Rodrigo	2000
Valle de Casanga-Loja	117	97	44	Bosque seco, matorral desértico y complejos pastizal-cultivo-matorral	Armijos Jorge y Villena Ángel	2006
Algodonal y La Ceiba	57	55	35	Bosque seco deciduo	Granda Vanesa y Silvia Guamán	2006
Cajanuma, Parque Nacional Podocarpus. Loja	78	56	29	Bosque nublado	Orlando Sánchez y Carlos Rosales	2000
El Limo, Puyango-Loja	50	39	26	Bosque premontano	Encalada Montalván Luis	2005

Microcuenca Jipiro, hoya de Loja	318	202	67	Bosque de neblina montano, bosque montano bajo, páramo antrópico	Jorge Armijos y Amparito Lima	2011
Valles de Catamayo-Malacatos-Vilcabamba-Quinara	128	103	49	Bosque y matorral seco	Placencia Stalin y Rodríguez Víctor	2004
Vegetación de la hoya de Loja	208	97	48	Bosque de neblina montano	Villa Nelsón	2006
El Colorado. Puyango. Loja	59	52	33	Bosque premontano	Pio Cueva y Lida León	2005
Saraguro. Loja	204	120	59	Páramo, bosque montano, arbustal montano	Jadan Oswaldo y Veintimilla Darío	2005
Huashapamba. Saraguro. Loja	144	93	55	Bosque montano	Pardo Daltón y Mogrovejo Renán	2004
La Ceiba. Zapotillo	49	28	19	Bosque seco deciduo	Buri Diego	2011
Laipuna, Macara. Loja	68	65	44	Bosque seco deciduo	Bustamante Tobias	2010
Mangahurco, Zapotillo. Loja	32	32	18	Bosque seco deciduo	Carmen Aponte	2015

Biológica San Francisco (RBSF), el número aumenta considerablemente cuando se incluyen elevaciones inferiores y superiores. Rasmussen & Rahbek (1994) registraron un total de 362 especies de aves a lo largo de la vía Loja-Zamora (1000-2800 msnm) y 210 especies en la zona de Cajanuma (2500-3700 msnm) del Parque Nacional Podocarpus.

La provincia de Loja forma parte de la región de endemismo tumbesina, área que posee al menos 59 especies endémicas y una riqueza total estimada en 225 especies, datos que provienen de investigaciones realizadas en la zona (Ordoñez *et al.*, 2016).

En la hoya de Loja, específicamente en el Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación (PUEAR) que tiene una extensión de 90 ha, se determinó que el grupo de las aves es muy diverso, razón por la cual es considerado un punto para el avistamiento de aves según Correa & Ordoñez (2007). Además, Correa (2004)

reporta para el mismo parque 100 especies dentro de 68 géneros y 29 familias.

Santander, Bonaccorse & Freile (2005) en dos sectores: Achiotes y Faiques, cantón Zapotillo, dentro de la Región Tumbesina, un área biogeográfica con un alto número de especies de rango restringido; registraron 112 especies, que incluyen tres en peligro de extinción, cuatro vulnerables y dos casi amenazadas a nivel global, cuatro en peligro y siete vulnerables a nivel nacional. Los dos sitios, a pesar de tener diferentes grados de intervención y fragmentación, constituyen refugios de especies amenazadas que merecen ser considerados como áreas potenciales para la conservación,

Los bosques secos de la provincia de Loja, considerados como el centro de endemismo tumbesino (Best & Kessler, 1995), mantienen un alto número de especies de aves endémicas, lo cual es un gran aporte a la biodiversidad. Los territorios de bosque seco de la provincia de Loja son conocidos como el corazón de la zona de endemismo tumbesina, donde existen 185 especies de aves, 55 de ellas solo viven en 55 000 km^2, osea que tienen un rango de distribución muy restringido (Best & Kresler, 1995; Ridgely & Greenfield, 2006).

Ordoñez *et al.* (2016) reportan la riqueza de aves del cantón Zapotillo, en la provincia de Loja, sur de Ecuador, el cual es parte de la recientemente declarada Reserva de Biosfera "Bosque Seco". Este trabajo incluye información de estudios previos (2001-2009); y, resultados de un inventario realizado entre el 2014 y 2015, en nueve localidades del cantón, utilizando redes de niebla y recopilación de registros auditivos y visuales. Se registraron 156 especies de aves, 43 endémicas tumbesinas, 22 migratorias y cinco amenazadas a nivel global. Además, proponen la ampliación de distribución de cuatro especies para Ecuador. Incorporando la información previa a este estudio, el total de aves para Zapotillo llega a 184 especies, 49 endémicas tumbesinas, 25 migratorias y 11 amenazadas a nivel global; es de considerar que Zapotillo representa el 1,73 % de los bosques secos occidentales de Ecuador; sin embargo, alberga al 75 % de las aves presentes de estos bosques y el 83 % del total de aves endémicas de región Tumbesina del país.

Estudios realizados por Albuja (2011) dan cuenta que en los bosques y matorrales de los valles secos interandinos del sur del Ecuador se han encontrado 78 especies, de éstas 20 son endémicas de la región Tumbesina.

Del total de especies presentes en el Parque Nacional Podocarpus (PNP), el grupo más representativo en términos de abundancia son las aves con 560 especies, se estima que puede existir 800 (Rasmussen & Rahbek, 1994) por esta razón, este parque es catalogado como un Área de Importancia para la Conservación de Aves (AICA) en el Neotrópico y Cajanuma es uno de los bosques remanentes donde éstas pueden refugiarse. Es preciso indicar que los factores para que una área sea considerada como AICA es la riqueza de especies (> 100 especies), el grado de amenaza del ecosistema, endemismo y la distribución restringuida de las especies (Aguirre, 2012; Freile & Santander, 2005).

En territorios de la provincia de Loja, se conoce de la existencia de 15 AICAs, de las 107 declaradas en Ecuador (Freile & Santander, 2005), lo que demuestra la diversidad del grupo taxómico, ya que normalmente provee hábitat para una o más especies de aves. Estos sitios pueden ser el hogar de aves amenazadas, con rango de distribución restringida, las

que son representativas de un bioma o concentraciones especialmente numerosas de aves en sitios de reproducción, durante su migración o en sus sitios de invernación. Las áreas AICA de la provincia de Loja se presentan en la tabla 4.

Fuente: Freile y Santander (2005)

Mamíferos

La provincia de Loja es parte del piso zoogeográfico tropical suroccidental (bosque seco), este piso es el tercero en importancia en diversidad de mamíferos del Ecuador, dentro de este piso se ha registrado el 31,4 % de las 424 especies reportadas para Ecuador (Tirira, 2015). El bosque seco de la provincia de Loja vuelve a destacarse por la cantidad de mamíferos que alberga, hasta el momento hay un registro de 142 especies, de las cuales 54 son endémicas (38 %) (Paladines, 2003).

Tabla 4. Áreas declaradas como AICA en la provincia de Loja, con el número de especies

Código IBA	Nombre del IBA	Número de especies	Región administrativa
EC068	Acacana-Huashapamba-Aguirre	80	Loja
EC069	Selva Alegre	95	Loja
EC072	Catacocha	72	Loja
EC073	Bosque Protector Puyango	120	Loja, El Oro
EC074	La Tagua	166	Loja
EC075	Alamor-Celica	180	Loja
EC076	Cañon del Río Catamayo	150	Loja
EC077	Bosque Protector Jatumpamba-Jorupe	138	Loja
EC078	Tambo Negro	120	Loja
EC079	Utuana-Bosque de Hanne	97	Loja
EC080	Cazaderos-Mangaurquillo	120	Loja
EC081	Reserva Natural Tumbesia La Ceiba-Zapotillo	155	Loja
EC085	Parque Nacional Podocarpus (Cajanuma)	560	Loja, Zamora Chinchipe
EC086	Parque Nacional Yacuri (Colambo)	200	Loja, Zamora Chinchipe
EC087	Reserva Comunal Bosque de Angashcola	160	Loja

Boada & Román (2005) como resultado de una evaluación ecológica rápida de la mastofauna en dos localidades de bosque seco en el suroccidente del Ecuador registraron 34 especies de mamíferos, agrupados en siete órdenes y 17 familias. Los registros son: cuatro marsupiales (Didelphimorphia), de la familia Didelphidae; tres artiodáctilos (Artiodactyla), dos Cervidae y dos Tayassuidae; nueve carnívoros (Carnivora),

dos Canidae, dos Felidae, tres Mustelidae y dos Procyonidae; siete murciélagos (Chiroptera), un Molossidae, cinco Phyllostomidae y un Vespertilionidae; tres edentados (Edentata), un Dasypodidae, un Megalonychidae y un Myrmecophagidae; un "conejo" (Lagomorpha), de la familia Leporidae; y siete roedores (Rodentia), un Dasyproctidae, un Echimyidae, tres Muridae y dos Sciuridae. Además, cinco especies (14,7%) están consideradas como endémicas para la región, pues su distribución es compartida con el norte de Perú.

Albuja (2011) registra para los remanentes de los bosques secos de la región Interandina del Ecuador la presencia de 31 especies de mamíferos.

A pesar de la diversidad presente en los bosques secos del sur del Ecuador, las presiones sobre este ecosistema son alarmantes pues se registran 15 especies catalogadas bajo alguna categoría de amenaza según la IUCN dentro del listado de la CITES. El orden con mayor número de especies amenazadas es Carnívora, con siete de las nueve especies registradas y, tres especies de Artiodactyla se encuentran dentro de alguna categoría de amenaza, así como dos de los tres Edentados, un marsupial, un quiróptero y un roedor están amenazados de los cuales se deduce que estos aun no sufren mayores presiones en cuanto a sus poblaciones se refiere (Tirira, 2001).

El endemismo es la condición más importante para que un lugar sea megadiverso, por aquello cabe resaltar que en cuanto a endemismo se registró cinco especies consideradas como endémicas a nivel regional (distribución compartida con el norte el Perú), mismas que representan el 14,7 % de la Mastofauna en Cerro Negro-Cazaderos, Loja, Ecuador. Estas especies son: *Pseudalopex sechurae* (Canidae), *Artibeus fraterculus* (PhyIlostomidae), *Oryzomys xantheolus* (Muridae), *Sigmodon peruanus* (Muridae) y *Sciurus stramineus* (Sciuridae) (Tirira, 2001).

Los estudios sobre la mastofauna aún son insuficientes, por ello se hace necesario definir estrategias encaminadas a investigar este grupo taxonómico, ya que al generar y disponer información de esta índole se podría contar con bases científicas sólidas para aplicar en ámbitos de restauración y conservación, logrando asi una gestión eficiente de la biodiversidad.

Reptiles

Armijos *et al*. (2016) indica, que en la región sur del Ecuador (Loja, El Oro y Zamora Chinchipe) se reportan 131 especies de reptiles, las áreas de mayor concentración de riqueza de especies es la provincia de El Oro, cuyos territorios aun no se encuentran incluidos en el Sistema Nacional de Áreas Protegidas.

Estudios realizados en la provincia de Loja, en los sitios Achiotes y El Faique de las parroquias de Paletillas y Cazaderos, cantón Zapotillo, los resultados obtenidos mostraron la presencia de 12 especies agrupados en siete familias y 12 géneros; especies como *Phyllodactylus reissii* "cañapa", *Iguana iguana* "pacaso", *Polychrus femoralis* "escorpión", *Ameiva edracantha* "lagartija", *Callopistes flavipunctatus* "iguana", *Microlophus occipitalis* "capón", *Stenocercus iridicens* "capón", *Boa constrictor* "óvalo", *Drymarchon corais melanurus* "colambo" y *Leptodeira septentrionalis* "dormilona", siendo la familia Tropiduridae y el género *Microlophus* los más abundantes; la zona estudiada no presenta una herpetofauna diversa, sin embargo, es interesante pues contiene especies propias de un ecosistema

altamente amenazado, como es el bosque seco (Almeida & Nogales, 2005).

El estudio realizado por Diaz & Bauz (2001), en dos localidades La Ceiba y Cordillera Arañitas pertenecientes al cantón Zapotillo, provincia de Loja, reporta 13 especies de reptiles, de las cuales seis son ofidios pertenecientes a las familias Colubridae y Boidae, y siete son saurios de las familias Tropiduridae, Teiidae, Gekkonidae y Polychrotidae. Las especies registradas fueron: *Microlophus occipitalis (*Tropiduridae), *Stenocercus iridescens (*Tropiduridae), *Ameiva edracantlra* (Teiidae), *Ameiva septemlineata* (Teiidae), *Callopistes flavipunctatus* (Teiidae), *Pbyllodactylus reissi* (Gekkonidae), *Polychrus [emoralis* (Polychrotidae), *Dryadophis danieli* (Colubridae), *Dryadophis heathii* (Colubridae), *Dryadophis pulcbriccps* (Colubridae), *Leptodeira septentrionalis* (Colubridae), *Stenorrhina degenhardtii* (Colubridae), *Boa constrictor* (Boidae).

De estudios en la finca "El Chilco" del cantón Zapotillo, se reporta siete especies de reptiles, siendo: *Phyllodactylus reiissi* "gecko", *Stenocercus puyango* "lagartija", *Ameiva endracantha* "lagartija", *Iguana iguana* "iguana", *Leptodeira septentrionali*s "serpiente mariposa", *Callopistes havipuntatu* "lobo pollero" y *Boa constrictor imperator* "mata caballo" (Armijos & Valarezo, 2010).

En el bosque Protector de Puyango se reporta un total de 279 individuos dentro de 21 especies, repartidas en 10 familias. Entre las 21 especies se encuentran 7 lagartijas y 14 serpientes: *Anolis festae, Iguana iguana iguana, Phyllodactylus reissii, Polychrus femoralis, Ameiva septemlineata, Ameiva edracantha* y *Stenocercus puyango; Oxybelis aeneus, Mastigodryas* sp., *Dendrophidion graciliverpa, Tantilla capistrata, Chironius* sp., *Leptophis depressirostris, Imantodes cenchoa, Stenorrhina degenhardtii degenhardtii, Oxyrhopus petolarius sebae, Leptodeira septentrionalis larcorum, Pseudalsophis elegans, Clelia equatoriana, Epictia* sp. y *Bothrops asper,* esto demuestra, que El Bosque Protector Puyango alberga gran parte de los grupos filogenéticos representativos de bosques secos tropicales del país y del mundo (Acosta, 2014).

Anfibios

Según Armijos *et al.* (2016) en la región sur del Ecuador se registran 176 especies de anfibios, siendo las áreas de mayor concentración de riqueza de especie la provincia de Zamora Chinchipe.

Albuja (2011) en estudios realizados en los valles secos interandinos del sur, provincias de Azuay y Loja, reporta ocho especies de anfibios.

Almeida & Nogales (2005) estudiaron los anfibios en las localidades de Achiotes y El Faique, en las parroquias de Paletillas y Cazaderos, cantón Zapotillo, registraron ocho especies agrupados en cinco familias y ocho géneros, siendo la familia Ranidae y el género *Rana* los más abundantes.

Aguirre *et al.* (2015) reportan la composición de la Anurofauna en tres hondonadas de los páramos de Cajanuma, donde registraron 108 individuos pertenecientes a cinco especies, dos géneros y una familia (tabla 5).

Se registra únicamente la presencia de la familia Strabomantidae, siendo *Pristimantis orcesi* y *Pristimantis grp. myersi* las especies más dominantes con el 43 %, mientras que *Pristimantis percultus, Pristimantis* aff. *colodactylus* presentan el 6 % y *Prhynopus* sp. representa tan solo el 2 % del total. De las cinco especies registradas, cuatro: *Pristimantis* aff. *colodactylus, Pristimantis grp. myersi, Pristimantis grp. orcesi* y *Prhynopus*

Tabla 5. Estructura y composición de la anurofauna en el área de estudio conformada por tres hondonadas PNP-H1, PNP-H2 y PNP-H3 dentro del páramo del PNP.

Orden	Familia	Especie	Número de individuos		
			PNP-H1	PNP-H2	PNP-H3
Anura	Strabomantidae	*Prhynopus* sp.	0	0	2
		Pristimantis aff. *colodactylus*	1	3	2
		Pristimantis grp. *myersi*	14	16	16
		Pristimantis grp. *orcesi*	24	11	12
		Pristimantis percultus	6	0	1

sp., posiblemente sean nuevas especies para la ciencia; además, se registra por primera vez para el Parque Nacional Podocarpus la presencia de *Pristimantis percultus.*

Armijos & Valarezo (2010) en la quinta El Chilco reportan cinco especies de anfibios que se presentan en la tabla 6.

Diversidad genética en la provincia de Loja

La diversidad genética representa la variación hereditaria dentro de y entre poblaciones de organismos de una especie, es fácil comprender que las especies tienen genes diferentes, pero la diversidad genética comprende niveles más finos que generalmente escapan a los análisis tradicionales, por ejemplo, la variabilidad entre individuos de distintas poblaciones, que pueden manifestarse a través de una gama de colores en las flores o diferentes tonalidades en sus hojas y frutos, sabor y olor de sus frutos y semillas. Se debe diferenciar la diversidad genética silvestre y la domesticada (agrobiodiversidad)

Tabla 6. Especies de anfibios reportados en la finca El Chilco, Zapotillo, Loja

Nombre científico	Familia	Nombre común
Rhinella marina	Bufonidae	Sapo
Epipedobates tricolor	Dendrobatidae	Rana venenosa
Pristimantis lymani	Strabomantidae	Rana joy joy
Lithobates bwana	Ranidae	Rana verde
Leptodactylus labrosus	Leptodactylidae	Rana

Existen grupos de plantas que en esta zona del Ecuador son más conspicuos genéticamente debido a su potencial de uso para mejoramiento, como son el caso de: *Vasconcellea cundinamarcensis* "chamburos", *Vasconcella stipulata* "toronches", "tomates silvestres" (*Solananum* spp.), *Macleanea rupestris* "joyapas", *Cavendishia bracteata* "salapas", *Vaccinium floribundum* "mortiño", *Anona cherimola* "chirmoya" (Aguirre, 2012).

Un caso interesante de la diversidad genética de la flora ecuatoriana en el sur del Ecuador, ocurre con *Annona cherimola* "chirimoya", según Morales *et al.* (2004) considera que el área geográfica de centro Loja, es el centro de diversificación u origen de esta especie, ya que se encuentra creciendo en bosques nativos. Otros casos

que ilustran la diversidad genética es lo ocurre en las huertas de los campesinos de los valles de Vilcabamba, Malacatus y Quinara, aquí se cultiva variedades de *Canna indica* "achira", *Solanum muricatum* "pepino", *Manihot sculenta* "yuca", *Arracacia xanthorrhiza* "zanahoria blanca" que se visualiza en: sabores, resistencia a plagas, ligereza en madurar, que es lo que el campesino refiere como motivo de cultivo y, no es otra cosa que la manifestación de la diversidad genética de cada especie.

También, es un caso especial la diversidad genética de *Phaseolus vulgare* "fréjol", en estudios realizados por el Centro Andino de Tecnologia Rural (CATER-UNL), entre los años 1985-1995 se reportan al menos 23 variedades que los campesinos cultivan en diferentes modalidades en las diferentes áreas geográficas y climáticas de la provincia de Loja. De igual manera, Morales *et al.* (2004) manfiestan que la provincia de Loja puede ser el centro genético y de origen de la "chirimoya" *Annona cherimola.*

En zonas andinas, los campesinos de Saraguro conservan y cultivan *Oxalis tuberosa* "oca", *Ullucus tuberosus* "melloco", *Solanum tuberosum* "papa", *Smallanthus sonchifolius* "jicama", *Solanum betaceum* "tomate de árbol". En la zona occidental de la provincia de Loja, la *Lablad purpureus* "zarandaja", *Phaseolus vulgaris* "frejol" e *Ipomoea batatas* "camote".

La diversidad genética esta expresada en la presencia de parientes silvestres de especies cultivadas, especialmente de *Solanum quitensis* "naranjilla", los parientes son: *Solanum torbum, S. spinosus,* que son potenciales para el mejoramiento genético de las especies cultivadas. Hay otras especies muy cercanas *a Solanum tuberosum* "papa" que también están presentes en los bosques de esta provincia. Particular atención representan algunas especies de la familia Caricaceae, que comúnmente se denominan "chamburos" *Vasconcellea cundinamarcensis* y "toronches" *Vasconcellea pubescens,* tienen extraordinaria manifestaciones morfológicas observables en el tamaño, aroma y sabor de sus frutos.

En los páramos herbáceos y arbustivos de la provincia de Loja, existe extraordinaria variabilidad en algunas especies de la familia Ericaceae, donde sobresalen *Macleania rupestris* "joyapa", *Bejaria subssesiles*, *Cavendishia bracteata* "zalapa" y *Gaultheria erecta* "mote del oso", cuyos frutos son útiles para la alimentación de la fauna y en el caso de la *Macleania rupestris* para el hombre, es una pequeña muetra de la divesidad genética silvestre.

En la zona andina de la provincia de Loja, se desarrolla *Alnus acuminata* "aliso" que presenta poblaciones con árboles de buena calidad fenotípica, un aceptable tamaño poblacional, que poseen buena variabilidad genética y, que podría ser una alternativa para la colección de semillas, garantizando así una buena fuente semillera.

Juglans neotropica "nogal" que presenta una interesante concentración de individuos con diferentes aspectos fenológicos, entonces estas poblaciones ubicadas en El Tundo-Sozoranga, podría ser una potencial fuente semillera por la abundancia y buena forma de los árboles, situación que garantizaría una aceptable variabilidad genética.

Como se evidencia, el trabajar en cuestiones de diversidad genética es una necesidad imperante y que invita a descubrir las potencialidades de las especies distibuidas en la provincia de Loja, muchas de las cuales son base para la seguridad alimentaria de la población.

Diversidad cultural en la provincia de Loja

Las raíces de la cultura lojana se encuentran en los cacicazgos que formaron las etnias Paltas, Malacatus y Guayacunda, también, se consideran los aportes de las culturas inca y española. Hoy en día, los lojanos son parte de lo que se denomina la cultura nacional, producto de un mestizaje de más de cinco siglos y caracterizada por el idioma español, la religión católica y la historia colectiva de los habitantes del país durante su existencia como república (Litle, 1993). La diversidad cultural implica muchos aspectos y en la provincia de Loja es amplia.

Autores como Jaramillo (1982), Carrión (1996) y Paladines (2005; 2016) manifiestan y coinciden en que los rasgos particulares de la cultura lojana se han configurado, en buena medida, por las particularidades del medio físico y el aislamiento con relación al resto del país, esta situación provoca que la población se vea obligada a sobresalir para llamar la atención, producto de esto se tiene los mejores poetas, músicos, literatos, botánicos, es una fábrica de personalidades que destacan en multiples disciplinas del conocimiento..

Loja es considerada como un asiento de la cultura ecuatoriana, es muy acentuada su identidad, esto se puede demostrar con las siguientes afirmaciones: "El que no toca la guitarra, puede cantar una canción, el que no canta una canción puede escribir un verso, el que no escribe un verso, lee un libro". Es llamada "ciudad castellana", "capital cultural y musical del Ecuador", "centinela del sur", "ciudad ecológica", "ciudad dos veces universitaria". Loja, es distinta a cada paso; en todo el Ecuador se ha popularizado la frase que repite todo lojano amante de su tierra: "Si usted no ha ido a Loja, no conoce mi país", o "ser ecuatoriano un orgullo, ser lojano un privilegio".

Un aspecto importante de la población de Loja, visto como "nacionalidad o religión", es que todo lojano, se vanagloria de ser y vivir en la ciudad donde se habla el mejor castellano, donde al extraño se lo aprecia, y acoge con mucho afecto, se dan de regalo un libro, un disco, una poesía, una libra del mejor café del mundo, bocadillos y se invita a saborear el delicioso tamal lojano y la horchata lojana.

Posiblemente, el rasgo más sobresaliente del lojano "ausente", que salió de su territorio por diversas razones, es que siempre se identifica con su origen, es muy expresivo, solidario por naturaleza, se alegra y disfruta al encontrarse con un paisano, al cual talvez no lo conoce, pero se identifica con la frase "que ganas de decir que yo también naci en la rivera del Zamora azul".

La cultura desarrollada por un lojano, le permite disfrutar al escuchar su música como: A orillas del Zamora, Pequeña ciudadana, Atajitos de caña, El aguacate. Recuerda con nostalgia su tierra natal y se alegra cuando conversa con un "paisano" sobre la feria de Loja, la romería de la churona del Cisne, de que su ciudad la denominan "ciudad ecológica", de que es una ciudad culta, de que aquí nacieron: Pio Jaramillo Alvarado, Benjamin Carrión, Miguel Riofrio, Angel Felicisimo Rojas, Pablo Palacios, Salvador Bustamanate Celi. Algunas de las características relevantes de la cultura lojana se puede ver en la tabla 7.

Conclusiones

La diversidad ecosistémica de la provincia Loja, está representada por 22 ecosistemas, los cuales tienen su estructura y composición que obedece a factores como el declive de la cordillera Real de los Andes,

Tabla 7. Elementos de la diversidad cultural de la provincia de Loja.

Rasgos culturales y étnicos	Actividades como se demuestran la cultura y sus etnias
Etnias	Presencia de población mestiza, Saraguros, Paltas, Chuquiribambas y chazos lojanos.
Costumbres	Juegos pirotécnicos, celebraciones de onomásticos (Santa Rosa y San Ramón), tronazones con juegos artificiales, las fiestas religiosas y los bailes populares son organizadas por comité de fiestas (integrado por priostes del cantón, parroquias y barrios).
Tradiciones	Romería a la virgen del Cisne, lidia de gallos, colada morada, guaguas de pan
Lenguas	Castellano y quichua
Alimentación	Cuy asado, arverja con guineo, cecina, fritada, repe, tamales, humitas, sango, ají de pepa, quesadillas, horchata, higo con queso, chicha de maíz, mizque, morocho, gallina asada o cuyada.
Creencias	Las huacas, los gagones, siembra de "San Pedrillo" (*Echinopsis pachanoi*) y "guando" (*Brugmansia candida*) a lado de la casa para que cuide de la envidia y malas energias, la ruda para la envidia, el "ajo" en el bolsillo para la mala suerte.
Vestimenta	Vestimenta tradicional de la etnia Saraguro, polleras (faldas ensanchadas), chalinas, ponchos de lana, sombreros de paño la población de las parroquias Chuquiribamba, Chantaco, Taquil y Gualel y, el infaltable sombredo del chazo lojano.
Cosmovisión hacia la naturaleza	La naturaleza se debe de conservar (población de la capital provincial). Se debe ampliar la frontera agrícola para realizar actividades de agricultura y ganadería (campesinos).
Leyendas	Apuesta con el diablo, el cura sin cabeza, una cita en el cementerio, el cura sin cabeza, el caballero de las espuelas de oro, la mula de satanás, el fantasma de la esquina de las monjas, las brujas de Zamora Huayco, el muerto del confesionario, la luterana, el camino de los ahorcados, el cristo del milagro.
Canciones/Música	Identificación general con canciones como: La flor zamorana, alma lojana, el aguacate, pequeña ciudadana, atajitos de caña, suena una guitarra en Macará. Organización permanente del Festival Internacional de las Artes y Cultura desde el año 2016
Cultura	El Lojano es hospitalario, solidario, converson, y al menos a leído una novela de su provincia, todos han leído por ejemplo: El Exodo de Yangana, Polvo y Ceniza.
Amor a su tierra	El lojano siempre se enorgullece de ser lojano, donde se encuentre resalta su lojanidad, la considera una religión, incluso una nacionalidad.

Adelantos ecológicos-ambientales	Loja es pionera en el uso de energía limpia, asi: en 1897 se establecio la primera central hidroeléctrica San Ramon, la primera en Sudamerica, en 2014 la central eólica Villonaco, desde 2016 la avenida mas larga alumbrada con energía solar, 2017 circulan los taxis eléctricos.

la depresión de Huancabamba, la gradiente altitudinal y las funciones que cumplen según sus componentes.

La provincia de Loja está situada en territorio de dos puntos calientes de biodiversidad: Hot spot andes tropicales y Tumbes-Choco-Darien-Madgalena, por esta razón la riqueza de especies de la mayoría de los taxones y sus alrededores sigue siendo compleja y escasamente conocida.

La riqueza natural de la provincia de Loja no reside meramente en las especies, sino también en el código genético que da a cada ser viviente los rasgos que le permiten sobrevivir y evolucionar. Esos genes pueden ser utilizados para obtener medicinas y mejorar las variedades de alimentos.

Los aspectos culturales más importantes que resaltan en la población lojana se resumen en su elevada cultura, solidaridad, empuje y orgullo, manifestaciones que se demuestran en general en los lojanos ausentes de su tierra, que se vanaglorian y siente orgullosos e identificados con su tierra y con sus paisanos.

La elevada diversidad biológica de la provincia de Loja que ha sido documentada por varios autores demuestra que aún falta mucho por hacer, el reto de conocer sigue presente, las amenzadas a los ecosistemas y especies necesitan ser abordados con conocimiento y decisición solo asi se garantizará una gestión eficiente y mancomunada de la biodiversidad de esta parte del Ecuador.

Contribución de los autores

Z. A.: Realizó la revisión y levantamiento de información y fue el responsable de la escritura del manuscrito, elaborando el primer borrador, realizando correcciones hasta llegar a la versión final. N. A.: Apoyó en la recolección de trabajos de investigación realizados, sistematización y análisis de información y ayudó en la escritura del artículo. J. M.: revisión del manuscrito original y realizó aportes para su mejoramiento.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Litertura citada

Acosta, A. 2014. Diversidad y Composición de la Comunidad de Reptiles del Bosque Protector Puyango. Universidad San Francisco de Quito. Quito, Ecuador.

Aguirre, Z. & N. Maldonado. 2004. Ecosistemas, Biodiversidad, Etnias y Culturas de la región Amazónica ecuatoriana. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Aguirre, Z. 2014. Estructura del bosque seco de la provincia de Loja y sus productos forestales no maderables: caso de estudio Macará. Tesis Doctoral. Universidad de Pinar del Río, Cuba.

Aguirre, Z.; N. Aguirre; B. Merino & I. Ochoa. 2015. Los páramos del Parque Nacional Podocarpus: una aproximación a su diversidad ecosistemica y florística. En Aguirre et al., (Editores). Cambio climático y Biodiversidad: Estudios de caso de los páramos del Parque Nacional Podocarpus, Ecuador. Programa de biodiversidad y Servicios Ecosistemicos. Universidad Nacional de Loja, Loja Ecuador.

Aguirre, Z.; C. Yaguana & H. Paucar. 2011. Caracterización floristica de tres valles secos interandinos

de la región sur del Ecuador. Informe del proyecto de la Escuela Politecnica Nacional. SENESCYT. Loja, Ecuador.

Aguirre, Z. 2012. Biodiversidad Ecuatoriana. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja, Ecuador.

Aguirre, Z.; J. Madsen; E. Cotton & H. Balslev. 2002. Botánica Austroecuatoriana- Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe. Herbario Reinaldo Espinosa. Loja, Ecuador.

Aguirre, L.; D. Veintimilla; K. Salinas & N. Aguirre. 2015. Diversidad de Anfibios en los páramos del Parque Nacional Podocarpus. 169-186. En Aguirre N., Ojeda T., Eguiguren P., y Aguirre Z. (Eds.) Cambio climático y Biodiversidad: estudios de caso de los páramos del Parque Nacional Podocarpus. Loja, Ecuador.

Albuja, L. (Editor). 2011. Biodiversidad de los valles secos interandinos del Ecuador. Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador.

Almeida, D. & F. Nogales. 2005. Evaluación ecológica rápida de la herpetofauna en dos localidades de bosque seco en el occidente de la provincia de Laja. En: Vázquez, M.A., J.F. Freire y L. Suárez (Eds.). Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Armijos, D. & K. Valarezo. 2010. Diversidad de Anfibios y Reptiles de un Bosque Seco en el Sur Occidente del Ecuador. Ecologia Forestal 1 (1): 30-36.

Armijos, J. & A. Villena. 2009. Composición florística y etnobotánica de la vegetación natural del valle de Casanga de la provincia de Loja. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Armijos, D.; P. Székely; I. Gonzalez; L. Ordoñez & C. I. Espinoza. 2016. Zonas prioritarias para la conservación de los anfibios en la región sur de Ecuador. Universidad Técnica de Loja. Conferencia presentada en la mesa temática: Estrategias de conservación en la región Sur del Ecuador.

Barreiro, J. 2007. Evaluación de la diversidad genética de *Annona cherimola*. Tesis de Licenciaturas en Ciencias Biológicas. PUCE. Documetno en línea consultado en 10 de Mayo del 2013. Disponible en: www.biologia.puce.edu.ec/.../3855.resumen_Barreiro_2007.pdf

Best, B. & M. Kessler. 1995. Biodiversity and Conservation in Tumbesian Ecuador and Perú. Birdlife Internacional. Cambridge. UK.

Boada, C. & R. Román. 2005. Evaluación ecológica rápida de la mastofauna en dos localidades de bosque seco en el occidente de la provincia de Laja. En: Vázquez, M.A., J. F. Freire y L. Suárez (Eds.). Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Carrión, C. 1996. Breves consideraciones sobre la paleontología de la provincia de Loja. En Revista Huellas, Antología 1826 - 1996. Loja: Colegio Experimental Bernardo Valdivieso.

Convenio sobre la Diversidad Biológica. 1992. Naciones Unidas. Disponible en www.cbd.int/doc/legal/cbd-es.pdf.

Correa, J. 2004. Influencia de las aves dispersoras de semillas en la recuperación de la vegetación de un área quemada del PUEAR. Tesis de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Correa, J. & L. Ordoñez. 2007. El sur tiene alas. Guía de Aviturismo de la provincia de Loja y Zamora Chinchipe. Ministerio de Turismo-Regional Frontera Sur. Fundación Ecológica Arcoiris y The Nature Cinservancy. Loja, Ecuador.

Cueva, J. & L., Chalán. 2010. Cobertura vegetal y uso actual del suelo de la provincia de Loja. Informe Técnico. Departamento de Sistemas Información Geográfica de Naturaleza & Cultura Internacional. Gráficas Amazonas. Loja, Ecuador.

Díaz, M., & E. Baus. 2001. Evaluación ecológica rápida de la herpetofauna en los bosques secos de La Ceiba y Cordillera Arañitas, provinci de Loja, Ecuador. Vazquez M, Larrea M, Suárez L, Ojeda, P.(Eds.) Biodiversidad en los Bosques Secos del Suroccidente de la Provincia de Loja, 37.

Freile, J. F. & T. Santander. 2005. Áreas Importantes para la conservación de las Aves en Ecuador. Pp. 283 – 470. En Boyla y Estrada (Eds.). Áreas Importantes para la Conservación de las Aves en los Andes Tropicales: Sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad. BirdLife Internacional (Serie de Conservación de BirdLife No.14). Quito, Ecuador.

Herbario Reinaldo Espinosa-LOJA. 2000. Diagnóstico de la vegetación natural y de la intervención humana en los páramos del Parque Nacional Podocarpus. Informe Técnico. Herbario “Reinaldo Espino-

sa". Loja, Ecuador.

Herbario LOJA, UNISIG, CINFA. 2001. Zonificación y determinación de los tipos de Bosque seco en el suroccidente de la provincia de Loja. Informe Final. Herbario Loja — Proyecto Bosque Seco, Universidad Nacional de Loja, Ecuador.

Herbario LOJA, CINFA, SNV. 2003. Zonificación ecológica de los seis cantones de influencia del Proyecto Bosque Seco. Fase II. Informe Final. Herbario Loja — Proyecto Bosque Seco, Universidad Nacional de Loja, Ecuador.

Herbario LOJA. 2016. Base de datos del herbario. Universidad Nacional de Loja.

Jaramillo, A. P. 1982. Historia de Loja y su provincia. Segunda edición. Loja: Honorable Consejo Provincial de Loja.

Jørgensen, P. M. & S. León-Yánez (Eds.). 1999. Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 75: i–viii, 1–1182.

Litle, P. 1993. Identidades amazónicas e identidades de colonos, el caso de Tarapoa, Ecuador. En Ruiz, Lucy, Coordindora. Amazonía, escenarios y conflictos. CEDIME - Abya-Yala. Quito, Ecuador.

Lozano, P. E. 2002. Los tipos de bosque en el Sur del Ecuador. En Aguirre, Z; Madsen, J; Cotton, E; Balslev, H. (eds). Botánica Austroecuatoriana: Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe. Herbario Reinaldo Espinosa. Loja, Ecuador. pp 29 – 49.

Madsen, J. 2002. En Aguirre, Z; Madsen, J; Cotton, E; Balslev, H. (Eds). Botánica Austroecuatoriana- Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe. Herbario Reinaldo Espinosa. Loja, Ecuador.

Madsen, J. E.; R. Mix & H. Balslev. 2001. Flora of Puná Island. Plant resources on a neotropical Island. Aarhus University Press, Denmark.

Merino, B. & M. Gutierrez. 2010. Inventario de las plantas del jardín botánico Reinaldo Espinosa y del Parque Universitario Francisco Vivar Castro. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Ministerio del Ambiente del Ecuador. 2013. Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental. Subsecretaría de Patrimonio Natural. Quito. 143 pp.

Ministerio del Ambiente del Ecuador. 2015. Reservas de la Biosfera de Ecuador. Punto Focal Lima-UNESCO.

Morales, R.; B. Cueva & P. Aquino. 2004. Diversidad genética y distribución geográfica de la "Chirimoya" *Annona cherimola.* Mill en el sur del Ecuador. Disponible en http://www.lyonia.org/downloadPDF.php?pdfID=2.356.1

Ordóñez, D. L.; G. Tomás; D. Armijos; A. Jara; R. Cisneros & C. I. Espinosa. 2016. Nuevos aportes al conocimiento de avifauna en la región Tumbesina; implicaciones para la conservación de la Reserva de Biosfera del Bosque Seco, Zapotillo, Ecuador. Revista Ecosistemas 25(2): 13-23.

Ordóñez, L.; A. Jara; D. Armijos; R. Cisneros & C. I. Espinosa. 2016. Aves de los bósques secos del sur occidente del ecuador: situación actual y perspectivas de conservación. Mesa temática: Multifuncionalidad de los ecosistemas secos. Universidad Técnica Particular de Loja.

Paladines, R. 2003. Propuesta de conservación del Bosque seco en el Sur de Ecuador. 4(2), 183–186.

Paladines, F. 2005. Identidad y Raíces II. Colección Lojanidad/Ensayo. Serie Loja Contemporánea Nº 4. Loja, Ecuador.

Paladines, F. 2016. Identidad y Raíces. Libros I y II. Cuarta Edición. Editorial Graficplus. Loja, Ecuador.

Paulsch, D. 2007. Aves. In: Liede-Schumann S, Breckle SW (Eds) Provisional checklists of fauna and flora of the San Francisco valley and its surroundings (Reserva San Francisco/Prov. Zamore–Chinchipe, southern Ecuador). Ecotrop Monogr 4.

Programa de la Naciones Unidas para el Medio Ambiente, Municipalidad de Loja, Naturaleza y Cultura Internacional. 2007. Perspectivas del medio ambiente urbano: GEO Loja. Loja, Ecuador.

Quizhpe, W.; Z. Aguirre; O. Cabrera & T. E. Delgado. 2002. Los páramos del Parque Nacional Podocarpus. En: Z. Aguirre, J. E. Madsen, E. Cotton y H. Balslev (Eds.). Botánica Austroecuatoriana. Abya Yala. Quito, Ecuador 79-89 p.

Rahbek, C.; H. Bloch; M. Poulsen & J. F. Rasmussen. 1995. The avifauna of Podocarpus National Park – the 'Andean jewel in the crown' of Ecuador's protected areas. Ornithol Neotrop 6:113–120.

Rasmussen. J. F. & C. Rahbek. 1994. Aves del Parque Nacional Podocarpus: una lista anotada. CECIA, Quito, Ecuador.

Ridgely, R. S. & P. J. Greenfield. 2006. Aves de Ecuador: guía de campo. Volume II. USA.

Tirira, D. 2001. Evaluación ecológica rápida de la

mastofauna en los bosques secos de La Ceiba y cordillera Arañitas, provincia de Loja, Ecuador. En: Vázquez, M.A., M. Larrea, L. Suárez y P. Ojeda (Eds). Biodiversidad en los bosques secos del suroccidente de la provincia de Laja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, Ministerio del Ambiente, Herbario LOJA y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Tirira, D. G. 2015. Mamíferos del Ecuador: lista actualizada de especies/Mammals of Ecuador: Updapted checklist species. Versión 2015.1. Asociación Ecuatoriana de Mastozoología y Fundación Mamíferos y Conservación. Quito. <www.mamiferosdelecuador.com> (actualización / *updated*: 2015-04-14).

Vázquez, M.; J. Freire & L. Suárez. 2005. Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque Seco. Quito. Fotografías. Quito.

Arnaldoa 24 (2): 543 - 556, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24207

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de un bosque montano en el sur del Ecuador

Floristic composition, structure and endemism of the woody component of a montane forest in southern Ecuador

Zhofre Aguirre Mendoza
Herbario LOJA, Universidad Nacional de Loja, Loja, ECUADOR.
Autor para correspondencia: zhofre.aguirre@unl.edu.ec

Byron Reyes Jiménez, Wilson Quizhpe Coronel & Alex Cabrera
Carrera de Ingeniería Forestal, Universidad Nacional de Loja, Loja, ECUADOR.



Recibido: 1-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se estudió la composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de una parcela permanente de una hectárea de bosque andino en el parque universitario Francisco Vivar Castro (PUEAR) ubicado en la provincia de Loja, al sur del Ecuador. Se registró el DAP y altura total de todos los individuos con DAP ≥ 5 cm. Se calculó el área basal y volumen por clases diamétricas y por especie; se elaboraron perfiles estructurales (horizontal y vertical). Se determinó la composición florística, índice de Shannon, abundancia, frecuencia, dominancia, índice valor de importancia y endemismo de cada especie registrada. Se registraron 1370 individuos pertenecientes a 45 especies de 39 géneros en 29 familias. El bosque tiene un área basal de 16,88 m^2/ha y volumen de 77,57 m^3/ha. Según el índice de Shannon, la diversidad es media (3,16). Las especies ecológicamente importantes son *Alnus acuminata*, *Palicourea amethystina*, *Phenax laevigatus* y *Clethra revoluta*. La mayor cantidad de individuos se agrupan en las cuatro primeras clases diamétricas reflejando una "J" invertida. En el perfil horizontal del bosque se observa agrupamiento de *Palicourea amethystina* y *Clethra revoluta*; el resto de especies crecen al azar; en el perfil vertical del bosque se diferencian tres subestratos: dominante, codominante y dominado. Se registran cinco especies endémicas: *Oreopanax andreanus*, *Oreopanax rosei*, *Ageratina dendroides*, *Myrsine sodiroana* y *Zinowiewia madsenii*. El remanente de bosque estudiado es un buen referente de la diversidad florística de la vegetación andina del sur del Ecuador.

Palabras clave: diversidad, bosque montano, parcela permanente, parámetros estructurales, perfiles estructurales, endemismo.

Abstract

We studied the floristic composition, structure and endemism of the woody component of a permanent plot of one hectare of Andean forest in the Francisco Vivar Castro University Park, located in the province of Loja, southern Ecuador. The DBH and total height of all individuals with DBH ≥ 5 cm were recorded. The basal area and volume were calculated by diametric classes and species; structural profiles (horizontal and vertical) were developed. The floristic composition, Shannon index, abundance, frequency, dominance, value of importance index and endemism of each species were determined. There were 1370 individuals belonging to 45 species from 39 genera in 29 families. The forest has a basal area of 16.88 m^2/ha and a volume of 77.57 m^3/ha. According to the Shannon index, diversity is medium (3.16). The ecologically important species are *Alnus acuminata, Palicourea amethystina, Phenax laevigatus* and *Clethra revoluta*. The largest number of individuals are grouped in the first four diametric classes reflecting an inverted "J". In the horizontal profile of the forest there is a grouping of *Palicourea amethystina* and *Clethra revoluta*; the rest of species grow at random; in the vertical profile of the forest three substrates are differentiated: dominant, codominant and dominated. There are five endemic species: *Oreopanax andreanus, Oreopanax rosei, Ageratina dendroides, Myrsine sodiroana* and *Zinowiewia madsenii*. The forest remnant studied is a good reference of the floristic diversity of the Andean vegetation of southern Ecuador.

Keywords: diversity, montane forest, permanent plot, structural parameters, structural profiles, endemism.

Citación: Aguirre, Z.; B. Reyes; W. Quizhpe & A. Cabrera. 2017. Composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de un bosque montano en el sur del Ecuador. Arnaldoa 24(2): 543-556. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24207

Introducción

Los bosques montanos tropicales son ecosistemas frágiles poseedores de una diversidad biológica caracterizada por su singularidad y rareza. Estos ecosistemas se encuentran amenazados en toda su distribución y especialmente en el Sur del Ecuador. La vulnerabilidad frente a los

cambios globales requiere de acciones para su conservación, no sólo por su riqueza biológica, sino por el rol fundamental en el mantenimiento y abastecimiento de agua para muchas poblaciones de los Andes Tropicales (Cuesta *et al.*, 2009).

Estos bosques son clave en el sostenimiento del clima a escala regional y continental, ya que facilitan procesos de circulación global y captan una gran cantidad de agua de las nubes que se precipitan por efectos de la orografía andina. De igual manera, cumplen un papel importante en el balance de CO_2 de la atmósfera, ya que pueden llegar a acumular entre 20 y 40 toneladas de carbono por hectárea, lo que los convierte en sumideros muy importantes (Cuesta *et al.*, 2009).

La diversidad de especies en los bosques andinos y el estado alarmante de las poblaciones de las especies, requiere de investigación y acciones de protección por parte de la sociedad. A esto se suma el reconocimiento del conjunto de especies con sus valores social, ecológico y económico por ejemplo, la captación de agua de neblina por los bosques andinos mantiene niveles de agua en los ríos muchos meses después de la época lluviosa. Los bosques almacenan carbono en los fustes de los árboles y en la materia orgánica del suelo, ayudando de esta forma con el ciclo de dióxido de carbono (Young, 2006).

Los estudios de la vegetación de un bosque en particular, implica ir más allá de un inventario ya que conocer la composición florística, estructura y endemismo permiten medir la diversidad e interpretar el estado real de conservación de la flora de un sector determinado, esta información permite conocer cómo funcionan los bosques y otros tipos de cobertura vegetal y se constituye en una herramienta para planificar y ejecutar su manejo (Aguirre, 2013).

Aguirre & Yaguana (2014) mencionan que el bosque montano del Parque Universitario Francisco Vivar Castro (PUEAR) se encuentra entre 2 160 a 2 250 msnm, tiene una extensión de 12,93 ha que corresponde al 13,46 % del área total del PUEAR, es la cobertura boscosa de máximo crecimiento y desarrollo con una gran diversidad florística formada por árboles, arbustos, hierbas, parásitas y epifitas. Gran parte de este bosque se encuentra en sitios de difícil acceso, por la estructura enmarañada de la vegetación y pendiente del terreno.

Este artículo es parte de los resultados del proyecto: Procesos ecológicos de la vegetación del bosque andino del Parque Universitario Francisco Vivar Castro, de la Universidad Nacional de Loja, que presenta información sobre composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso del bosque un remanente de vegetación andina en la hoya de Loja, en una parcela permanente de 1 ha (100 m x 100 m); que se convierte en la línea base para el monitoreo de la dinámica de la vegetación de este bosque.

Material y métodos

Área de estudio

La investigación se realizó en una parcela permanente de una hectárea del bosque montano en el Parque Universitario Francisco Vivar Castro, ubicado en la parroquia San Sebastián cantón Loja, provincia de Loja, propiedad de la Universidad Nacional de Loja, tiene una superficie de 99,13 ha, en un rango altitudinal de 2 130 a 2 520 msnm, entre las coordenadas UTM: 700 592 – 9 554 223N, 700 970 – 9 553 139S – 701 309 – 9 553 171E, 699 961 – 9 554 049W (Aguirre *et al.*, 2016). En la fig. 1 se observa la ubicación del Parque

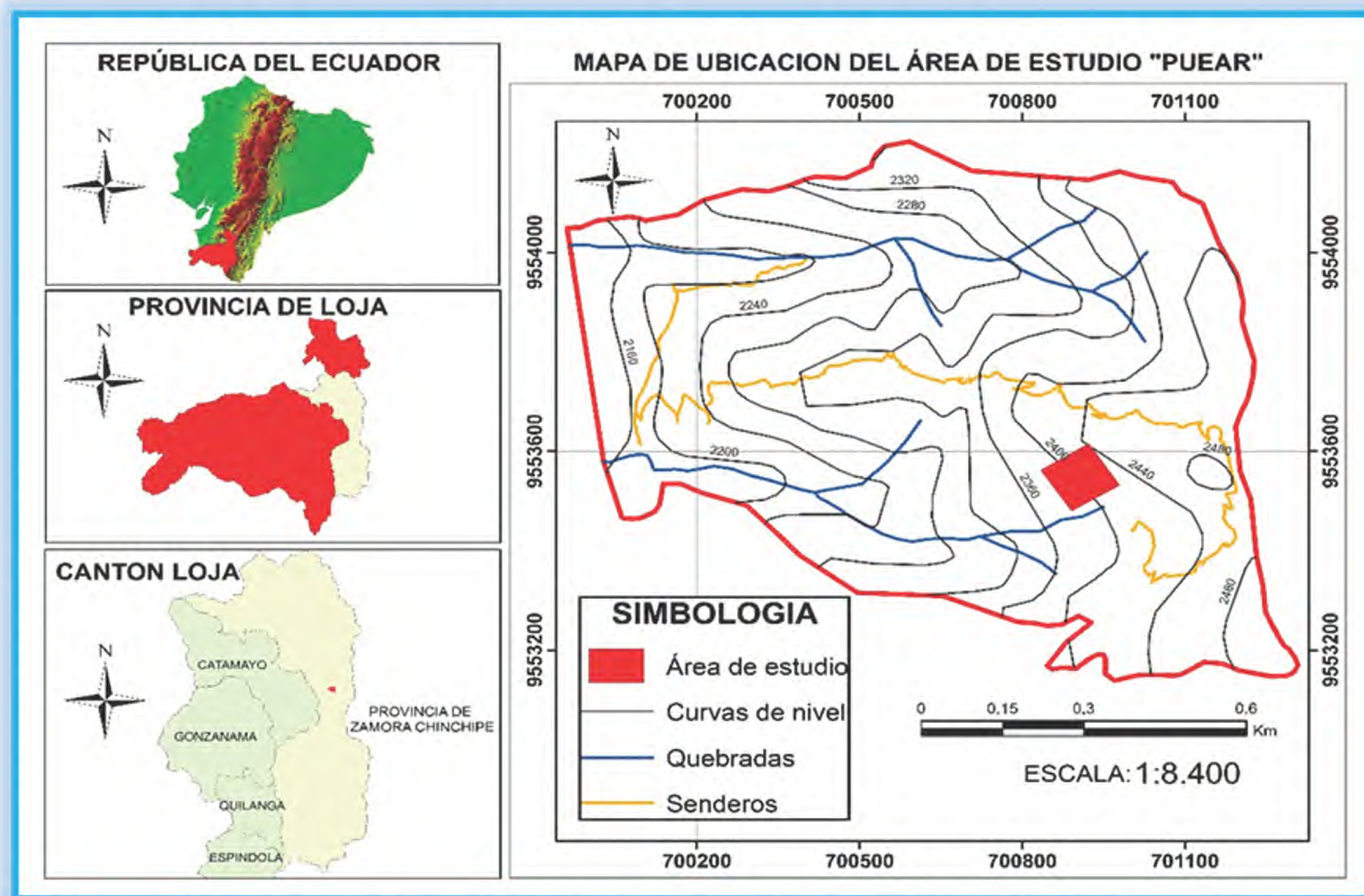


Fig. 1. Mapa de ubicación del área de estudio

Universitario a nivel cantonal, provincial y nacional.

Unidad de muestreo

En la parcela permanente de una hectárea se distribuyó 25 subparcelas de 20 x 20 m (400 m^2). En cada subparcela se midió con un hipsómetro marca Sunnto la altura total de aquellos individuos que tenían un diámetro a la altura del pecho (DAP) ≥ 5 cm. En cada individuo registrado se pintó de color rojo el diámetro del árbol donde se tomó la medida, también se colocó una placa de aluminio a una altura de 1,45 m desde el suelo y en cada placa se marcó un código alfabético y numérico (ej. A01, A02,…An).

Determinación de parámetros dasométricos (área basal y volumen).

Área basal

Para determinar el área basal total se aplicó la fórmula (Aguirre, 2013):

$G = (DAP)^2 * 0,7854$

Dónde:

DAP = Diámetro a la altura del pecho o 1,30 m)

0,7854 = Constante

Volumen total

Para determinar el volumen total o cantidad de madera en metros cúbicos se consideró la altura total y DAP de todos los individuos medidos y se aplicó la fórmula (Aguirre, 2013):

$V = G \, x \, H \, x \, f$

Dónde:

G= Área basal

H= Altura total

f= Factor de forma promedio

El factor de forma se obtuvo agrupando diez clases diamétricas en base a los registros obtenidos en la parcela permanente. Para cada clase diamétrica se seleccionó aleatoriamente tres árboles y se midió –en pie– los DAP; con estos datos se aplicó la fórmula de Smalian para la cubicación:

$$Va = \frac{Go + G1}{2} \times L_1 + \frac{G1 + G2}{2} \times L_2 + \frac{G2 + ...Gn}{2} \times L_n$$

Donde:

Va = Volumen del árbol en pie en m^3

G = Área basal de cada troza en m^2

L = Longitud de la troza (1,50 m)

2 = Constante

Obtención de los perfiles vertical y horizontal

Dentro de la parcela permanente se trazó un eje por la mitad y se instaló un transecto de 10 x 100 m, aquí se midió: la distancia a la que se encuentra cada árbol (0-100 m) y la distancia horizontal desde el eje (izquierda y derecha). Ya en el transecto (10 x 100 m) se consideró los individuos con un DAP ≥ 5 cm y se midió la altura del árbol, forma y diámetro de copa de cada individuo.

Determinación de los parámetros estructurales de la vegetación

Usando los datos del DAP (número de individuos) se determinó los parámetros estructurales del bosque: densidad absoluta (D), densidad relativa (DR), dominancia relativa (DmR), frecuencia (FR), e índice de valor de importancia (IVI) (Aguirre y Aguirre, 1999; Aguirre, 2013).

$$\text{Densidad (D) \# ind / Superficie} = \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Total del área muestreada}}$$

$$\text{Densidad Relativa (DR) \%} = \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Número total de individuos}} x\,100$$

$$\text{Dominancia Relativa (DmR) \%} = \frac{\text{Área basal de la especie}}{\text{Área basal de todas las especies}} x\,100$$

$$\text{Frecuencia Relativa (FR) \%} = \frac{\text{Frecuencia Absoluta de la especie}}{\text{Sumatoria total de las frecuencias absolutas}} \text{x } 100$$

$$\text{Indice Valor Importancia (IVI) \%} = \frac{(DR + DmR + FR)}{3}$$

También se determinó la diversidad alfa, mediante el índice de Shannon, usando la fórmula (Aguirre, 2013).

$$H' = -\sum Pi \times (Ln\, Pi)$$

Donde:

H' = Índice de Shannon

Pi = Proporción del número total de individuos que constituye la especie

Ln = Logaritmo natural

Endemismo

El endemismo de las especies encontradas y el grado de amenaza, se determinó comparando las especies registradas en el estudio con el Libro Rojo de las Especies Endémicas del Ecuador (León -Yánez *et al.*, 2011).

Resultados

Diversidad florística

Se registraron 45 especies dentro de 39 géneros y 29 familias de los cuales, 30 son árboles y 15 arbustos (Tabla 1). Las familias más diversas son: Rubiaceae (5 especies), Araliaceae (3), Asteraceae (3), Melastomataceae (3) y Primulaceae (3). El índice de Shannon del componente leñoso del bosque montano es de 3,16 que puede ser interpretado como una diversidad es media.

Tabla 1. Árboles y arbustos presentes en la parcela permanente del bosque montano del PUEAR

Hábito de crecimiento	Nombre científico	Familia
Árboles	*Alnus acuminata* Kunth	Betulaceae
	Axinaea macrophylla (Naudin) Triana	Melastomataceae
	Cedrela montana Moritz ex Turcz.	Meliaceae
	Cinchona officinalis L.	Rubiaceae
	Cinchona pubescens Vahl	Rubiaceae
	Clethra revoluta (Ruiz & Pav.) Spreng.	Clethraceae
	Clusia alata Planch. & Triana	Clusiaceae
	Clusia elliptica Kunth	Clusiaceae
	Critoniopsis pycnantha (Benth.) H. Rob.	Asteraceae
	Eugenia orthostemon O. Berg	Myrtaceae
	Guettarda hirsuta (Ruiz & Pav.) Pers.	Rubiaceae
	Hedyosmum scabrum (Ruiz & Pav.) Solms	Chloranthaceae
	Morella interrupta (Benth.) Lægaard	Myricaceae
	Morus insignis Bureau	Moraceae
	Myrsine andina (Mez) Pipoly	Primulaceae
	Myrsine dependens (Ruiz & Pav.) Spreng.	Primulaceae
	Myrsine sodiroana (Mez) Pipoly	Primulaceae
	Nectandra laurel Klotzsch ex Nees	Lauraceae
	Oreopanax andreanus Marchal	Araliaceae
	Oreopanax rosei Harms	Araliaceae
	Persea brevipes Meisn.	Lauraceae
	Prunus opaca (Benth.) Walp.	Rosaceae
	Rhamnus granulosa (Ruiz & Pav.) Weberb. ex M.C. Johnst.	Rhannaceae
	Roupala loxensis I.M. Johnst.	Proteaceae
	Saurauia bullosa Wawra	Actinidaceae
	Schefflera acuminata (Ruiz & Pav.) Harms	Araliaceae
	Siparuna muricata (Ruiz & Pav.) A. DC.	Siparunaceae
	Vismia baccifera (L.) Triana & Planch.	Clusiaceae
	Weinmannia glabra L. f.	Cunnoniaceae
	Zinowiewia madsenii C. Ulloa & P. Jørg.	Celastraceae
Arbustos	*Ageratina dendroides* (Spreng.) R.M. King & H. Rob.	Asteraceae
	Cavendishia bracteata (Ruiz & Pav. ex J. St.-Hil.) Hoerold	Ericaceae
	Delostoma integrifolium D. Don	Bignoniaceae
	Hesperomeles obtusifolia (Pers.) Lindl.	Rosaceae
	Meriania tomentosa (Cogn.) Wurdack	Melastomataceae
	Miconia obscura (Bonpl.) Naudin	Melastomataceae
	Monnina hirta (Bonpl.) B. Eriksen	Polygalaceae

Oreocallis grandiflora (Lam.) R. Br.	Proteaceae
Palicourea amethystina (Ruiz & Pav.) DC.	Rubiaceae
Palicourea heterochroma K. Schum. & K. Krause	Rubiaceae
Phenax laevigatus Wedd.	Urticaceae
Piper barbatum Kunth	Piperaceae
Vallea stipularis L. f.	Elaeocarpacea e
Verbesina lloensis Hieron.	Asteraceae
Viburnum triphyllum Benth.	Adoxaceae

Parámetros dasométricos

El componente leñoso tiene un área basal de 16,88 m^2/ha y un volumen total de 77,57 m^3/ha. Las especies con mayor área basal son: *Alnus acuminata, Clethra revoluta, Prunus opaca* y *Vismia baccifera* (Fig. 2). Mientras las que alcanzaron el mayor volumen son: *Alnus acuminata, Clethra revoluta, Cedrela montana* y *Prunus opaca* (Fig. 3); así mismo, el mayor volumen se presenta en la clase diamétrica 2 con 12,31 m^3/ha, posiblemente se deba a que en esta clase agrupa a 24 individuos de *Clethra revoluta* que es la tercer especie en volumen; seguido de la clase 6 con 11,90 m^3/ha, debido a la mayor presencia de *Alnus acuminata* con 16 individuos.

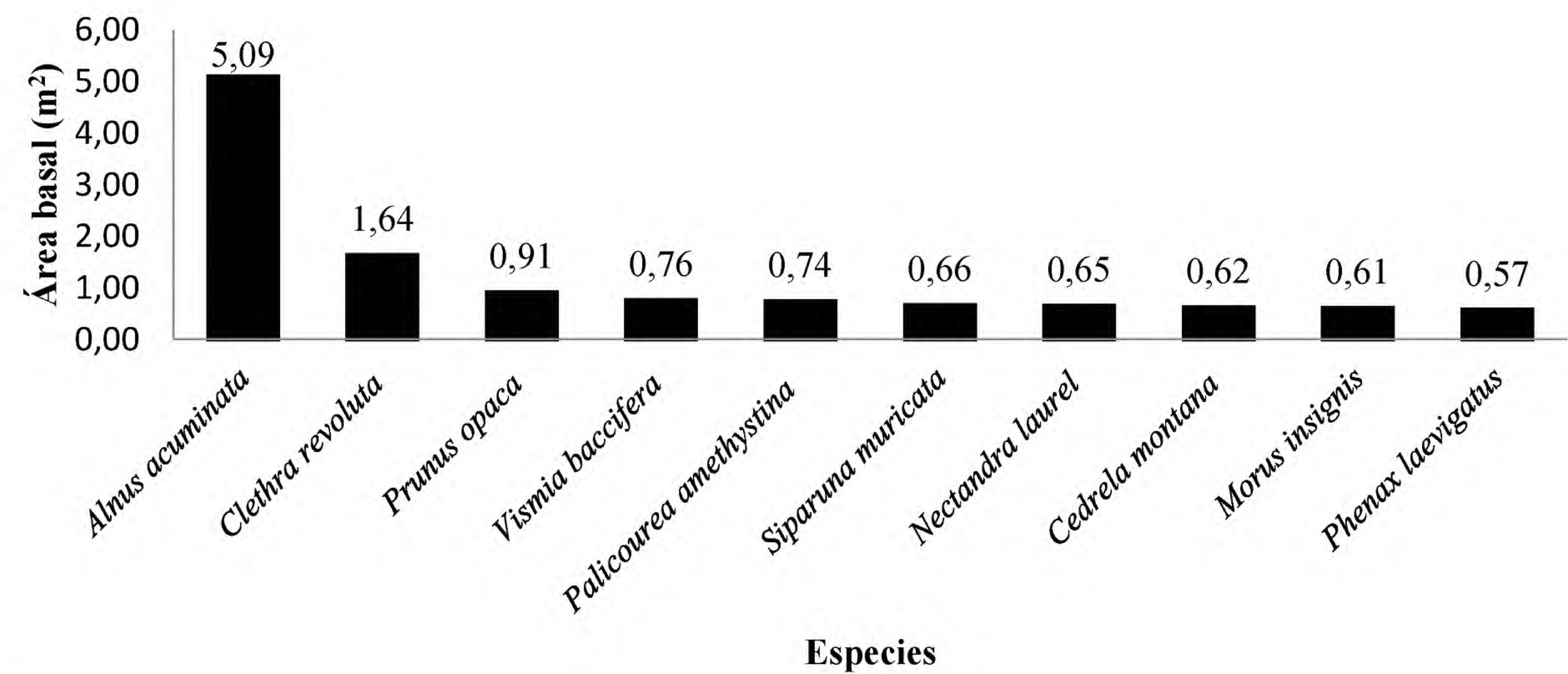


Fig. 2. Especies con mayor área basal (m^2) en el componente leñoso del bosque montano del PUEAR

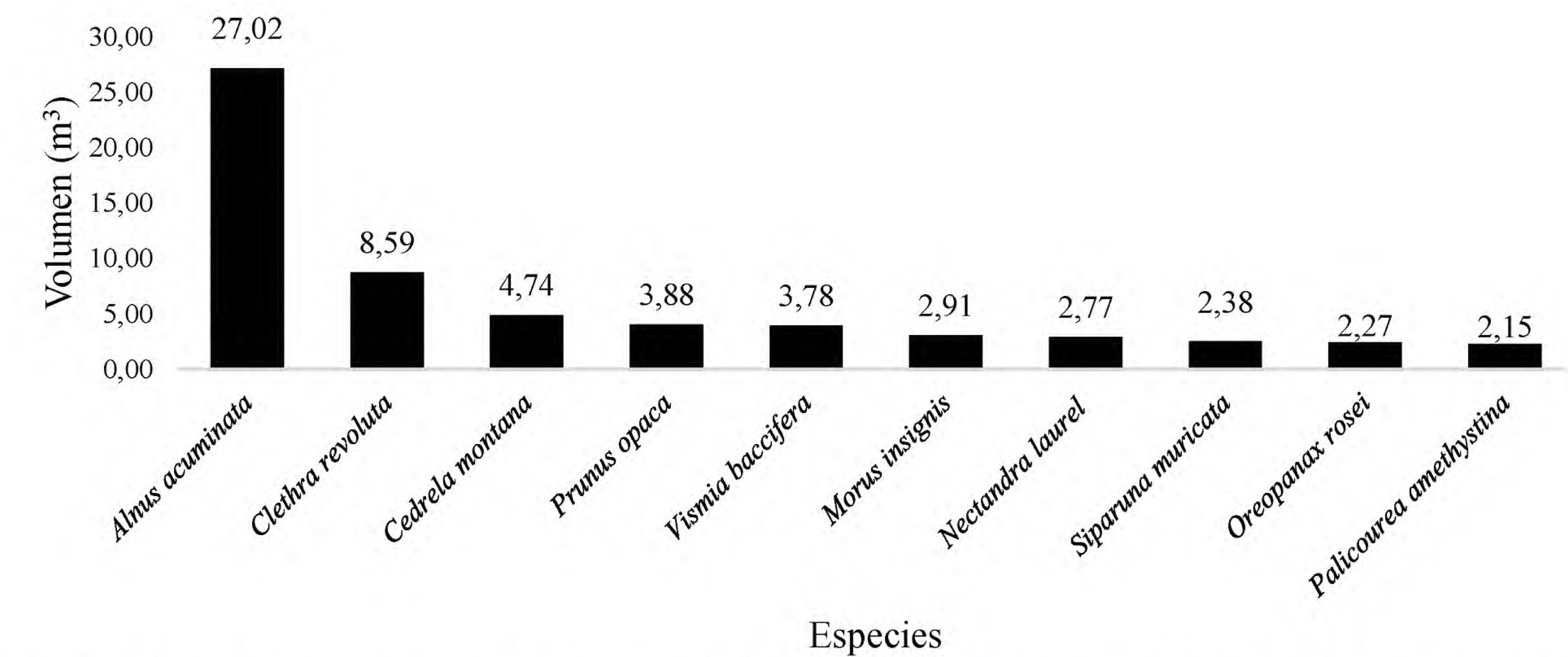


Fig. 3. Especies con mayor volumen (m^3) en el componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Estructura diamétrica

El componente leñoso del bosque montano del PUEAR, presenta una tendencia en forma de "J" invertida. En la clase diamétrica 1 se registra el mayor número de individuos por hectárea (929 ind/ha), que representa el 67,81 % del total de los individuos registrados, lo que demuestra que es un bosque en proceso de recuperación. En la clase diamétrica 8 se registra 3 individuos por hectárea que representan el 0,22 %; y, en la clase diamétrica 9 no se registra ningún individuo, las clases 8 y 10 están constituidas por árboles maduros de *Alnus acuminata* y *Cedrela montana* (Fig. 4).

Perfiles estructurales del componente leñoso del PUEAR

En el perfil horizontal del componente leñoso del bosque montano del PUEAR, se observa que hay individuos de *Palicourea amethystina* y *Clethra revoluta*, que crecen agrupados, visualizando enmarañamiento de copas y claros de bosque, esto indica la dispersión de las especies en la parcela permanente. Especies como: *Alnus acuminata*, *Oreopanax andreanus*, *Morus insignis*, *Phenax laevigatus* y *Prunus opaca* son las que presentan mayores diámetros de copa (Fig. 5).

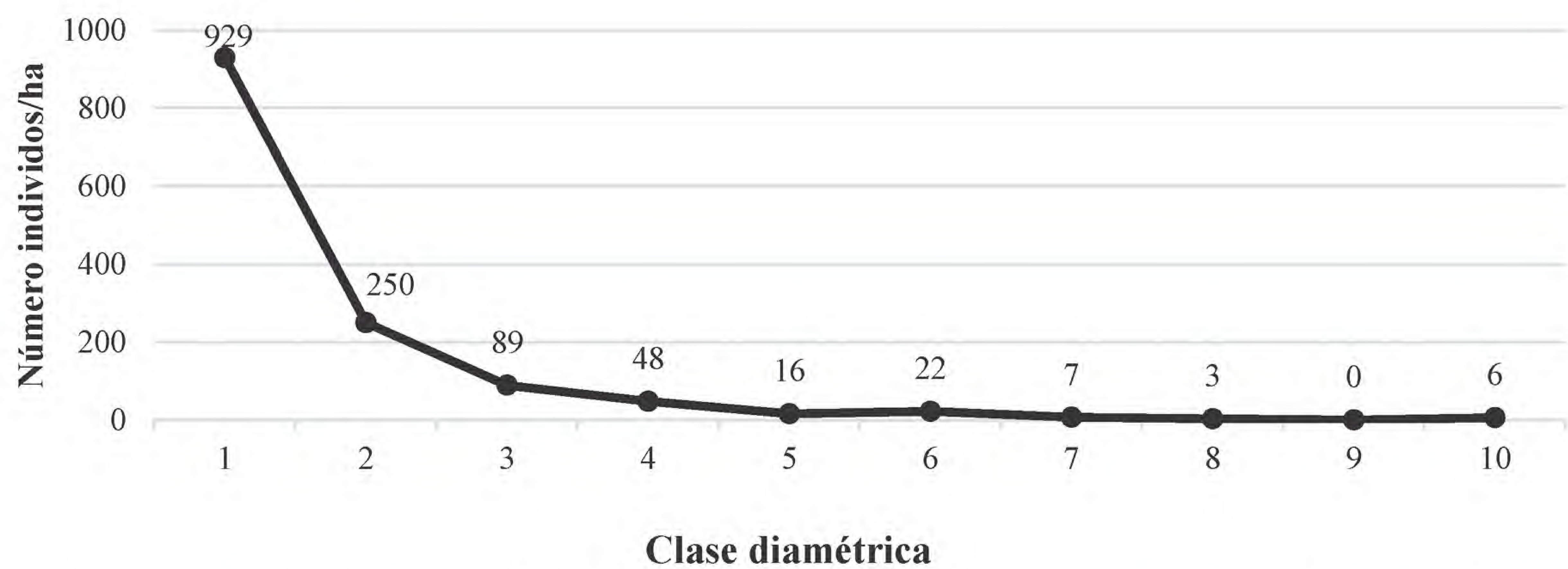


Fig. 4. Estructura diamétrica del componente leñoso, de las especies registradas en el bosque montano del PUEAR

En el perfil vertical se observa la distribución de los árboles de acuerdo a sus necesidades de luz, se presentan tres

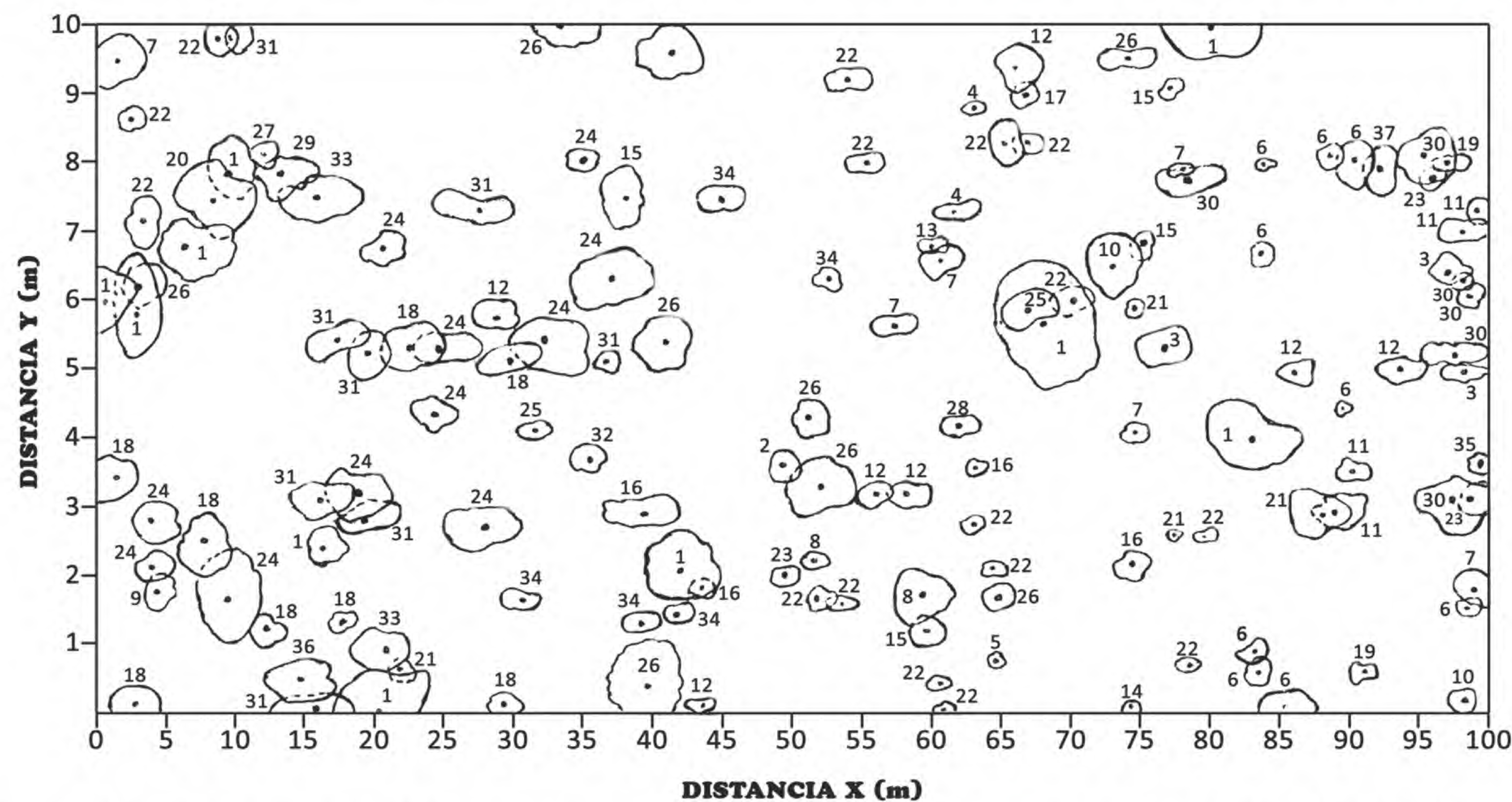


Fig. 5. Perfil horizontal del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

1 Alnus acuminata; 2 Axinaea macrophylla; 3 Cavendishia bracteata; 4 Cinchona officinalis; 5 Cinchona pubescens; 6 Clethra revoluta; 7 Clusia alata; 8 Clusia elliptica; 9 Delostoma integrifolium; 10 Guettarda hirsuta; 11 Hedyosmum scabrum; 12 Hesperomeles obtusifolia; 13 Miconia obscura; 14 Monnina hirta; 15 Morus insignis; 16 Myrsine andina; 17 Myrsine sodiroana; 18 Nectandra laurel; 19 Oreocallis grandiflora; 20 Oreopanax andreanus; 21 Oreopanax rosei; 22 Palicourea amethystina; 23 Palicourea heterochroma; 24 Phenax laevigatus; 25 Piper barbatum; 26 Prunus opaca; 27 Rhamnus granulosa; 28 Roupala loxensis; 29 Saurauia bullosa; 30 Schefflera acuminata; 31 Siparuna muricata; 32 Vallea stipularis; 33 Verbesina lloensis; 34 Viburnum triphyllum; 35 Vismia baccifera; 36 Weinmannia glabra; 37 Zinowiewia madsenii.

estratos bien definidos, así: dominante, con 16 especies y 34 individuos, con rangos mayores a 6,55 m de altura, siendo las especies representativas: *Alnus acuminata*, *Prunus opaca*, *Schefflera acuminata*, *Morus insignis*. En el estrato codominante, se registraron 30 especies con 102 individuos, de 3,27 a 6,54 m de altura, las especies sobresalientes: *Palicourea amethystina*, *Phenax laevigatus*, *Siparuna muricata*, *Nectandra laurel*, *Clethra revoluta*, *Clusia alata*, *Hesperomeles obtusifolia*. Y en el estrato

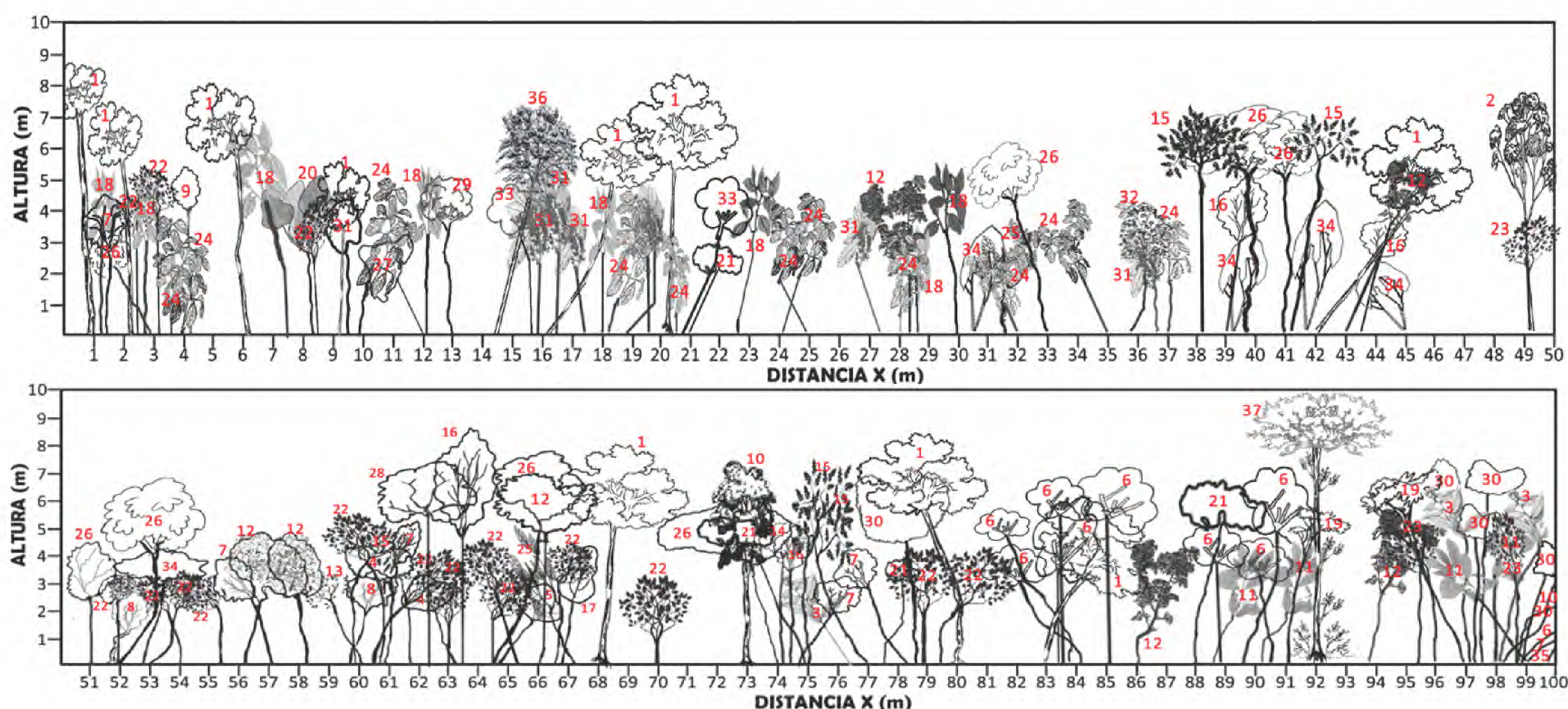


Fig. 6. Perfil vertical del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

1 Alnus acuminata; 2 Axinaea macrophylla; 3 Cavendishia bracteata; 4 Cinchona officinalis; 5 Cinchona pubescens; 6 Clethra revoluta; 7 Clusia alata; 8 Clusia elliptica; 9 Delostoma integrifolium; 10 Guettarda hirsuta; 11 Hedyosmum scabrum; 12 Hesperomeles obtusifolia; 13 Miconia obscura; 14 Monnina hirta; 15 Morus insignis; 16 Myrsine andina; 17 Myrsine sodiroana; 18 Nectandra laurel; 19 Oreocallis grandiflora; 20 Oreopanax andreanus; 21 Oreopanax rosei; 22 Palicourea amethystina; 23 Palicourea heterochroma; 24 Phenax laevigatus; 25 Piper barbatum; 26 Prunus opaca; 27 Rhamnus granulosa; 28 Roupala loxensis; 29 Saurauia bullosa; 30 Schefflera acuminata; 31 Siparuna muricata; 32 Vallea stipularis; 33 Verbesina lloensis; 34 Viburnum triphyllum; 35 Vismia baccifera; 36 Weinmannia glabra; 37 Zinowiewia madsenii.

dominado se registraron 6 especies con 7 individuos menores a 3,27 m de altura, con las especies: *Phenax laevigatus* con 2 individuos, *Cinchona pubescens*, *Clusia elliptica*, *Palicourea amethystina*, *Siparuna muricata* y *Viburnum triphyllum* con un individuo cada una (Fig. 6).

Parámetros estructurales del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

En la tabla 2, se presentan los parámetros estructurales de las 10 especies representativas del componente leñoso del bosque montano del PUEAR, en base al mayor Índice Valor de Importancia (IVI).

Las especies ecológicamente más importantes del bosque por su IVI son: *Alnus acuminata* con 12,71 %, *Palicourea amethystina* con 7,39 %, *Phenax laevigatus* con 6,19 % y *Clethra revoluta* con 6,61 %. Mientras que las especies con menor IVI son: *Morella interrupta* con 0,13 % seguida de *Meriania tomentosa*, *Monnina hirta*, *Myrsine dependens* y *Persea brevipes* con 0,11 % cada una.

Endemismo del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Se registraron cinco especies endémicas: *Oreopanax andreanus* (Araliaceae), *Oreopanax rosei* (Araliaceae), *Ageratina dendroides* (Asteraceae), *Zinowiewia*

Tabla 2. Parámetros estructurales de las 10 especies sobresalientes del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Familia	Especies	D (ind/ha)	DR (%)	FR (%)	DmR (%)	IVI (%)
Rubiaceae	*Palicourea amethystina* (Ruiz & Pav.) DC.	165	12,04	5,74	4,39	7,39
Urticaceae	*Phenax laevigatus* Wedd.	142	10,36	4,78	3,41	6,19
Clethraceae	*Clethra revoluta* (Ruiz & Pav.) Spreng.	93	6,79	3,35	9,69	6,61
Chloranthaceae	*Hedyosmum scabrum* (Ruiz & Pav.) Solms	93	6,79	4,31	2,74	4,61
Siparunaceae	*Siparuna muricata* (Ruiz & Pav.) A. DC.	85	6,20	5,26	3,93	5,13
Lauraceae	*Nectandra laurel* Klotzsch ex Nees	79	5,77	4,55	3,88	4,73
Rubiaceae	*Palicourea heterochroma* K. Schum. & K. Krause	69	5,04	3,11	1,28	3,14
Betulaceae	*Alnus acuminata* Kunth	63	4,60	3,35	30,19	12,71
Clusiaceae	*Clusia alata* Planch. & Triana	55	4,01	4,55	1,42	3,33
Rosaceae	*Prunus opaca* (Benth.) Walp.	55	4,01	4,78	5,41	4,74
TOTAL		**1 370**	**100**	**100**	**100**	**100**

Densidad Absoluta (D); Densidad Relativa (DR); Frecuencia Relativa (FR); Dominancia Relativa (DmR); Índice de Valor de Importancia (IVI).

madsenii (Celastraceae) y *Myrsine sodiroana* (Primulaceae); demostrando que el bosque montano del PUEAR es refugio de 5 especies endémicas del país.

Discusión

Composición florística del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Las 45 especies registradas en el componente leñoso del bosque montano del PUEAR representan una diversidad florística inferior a lo reportado en zonas similares por ejemplo para una hectárea en el bosque nublado del sector Cajanuma (Parque Nacional Podocarpus) Sánchez *et al*. (2002) reportan 80 especies; en el bosque nublado de la reserva Tapichalaca se registraron 86 especies, en el bosque nublado de la reserva Numbala se registraron 171 especies (Lozano *et al*., 2009). Al comparar con los resultados de Aleaga (2014) que reporta 35 especies y 22 familias en un área de muestreo de 0,12 ha inventariando individuos mayores a 10 cm de DAP, la composición florística del bosque montano del Parque Universitario es baja, por ser éste un remanente boscoso alterado.

El índice de Shannon (3,16) del componente leñoso del bosque montano del PUEAR, indica una diversidad media, esto es corroborado por Aleaga (2014) en un estudio realizado en el bosque siempreverde montano del Sur de la Cordillera Oriental de los Andes, quien determina un valor de 3,02 interpretando una diversidad media, lo que demuestra la importancia del bosque montano del PUEAR para la conservación de la diversidad florística en la región Sur del Ecuador.

Las familias más diversas del componente leñoso del bosque montano del PUEAR son: Rubiaceae, Araliaceae, Asteraceae, Melastomataceae, Primulaceae, Lauraceae, Proteaceae, Clusiaceae y Rosaceae, resultados que se asemejan a los reportados por Lozano *et al*. (2009) quienes registran a: Rubiaceae, Lauraceae, Meliaceae, Myrtaceae y Melastomataceae como las familias más diversas dentro de este tipo de bosques. También Alvear *et al*. (2010) en Colombia reportan a Melastomataceae y Asteraceae como las familias más diversas de estos ecosistemas; en Perú, Rasal *et al*. (2012) destaca a Asteraceae, Lauraceae, Melastomataceae, Rubiaceae y Solanaceae como las familias más importantes en ecosistemas similares.

Parámetros dasométricos del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

El componente leñoso del bosque montano del PUEAR, presenta una área basal 16,88 m^2/ha y volumen 77,57 m^3/ha, resultados diferentes a los obtenidos por Yaguana *et al*. (2012) donde registran 47,73 m^2/ha de área basal y volumen 652 m^3/ha; la diferencia de volumen y área basal se debe a que los bosques estudiados por Yaguana (2012)posee individuos con diámetros mayores a 70 cm y hasta 47 m de altura, mientras que en el estudio del PUEAR, solo un individuo alcanzo 58,25 cm de DAP y la altura máxima de 13,5 m. Al igual Sánchez *et al*., (2002) registran 45,80 m^2/ha y volumen total de 284,95 m^3/ha, esta divergencia de valores se debe a la diferencia estructural de los escenarios de investigación ya que el bosque del PUEAR está en proceso de recuperación. Al comparar con lo reportado por Paucar (2011) que reporta un área basal de 32,53 m^2/ha, se observa que los valores son más cercanos a esta investigación.

Estructura diamétrica del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Las primeras cuatro clases diamétricas agrupan el 96,06 % del total de los

individuos, demostrando así que el bosque está formado por árboles jóvenes; en cambio en las 6 últimas clases diamétricas representan solo el 3,94 %; evidenciando que las clases 8 y 10 están constituidas por árboles que han detenido su crecimiento, debido a su madurez como *Alnus acuminata* y *Cedrela montana*. Estos resultados hacen que la distribución diamétrica del bosque adopte la forma de "J" invertida; datos que se corroboran con lo manifestado por Rasal *et al.* (2012), quienes indican que una distribución diamétrica en forma de "J" invertida de todas las especies es característica de los bosques tropicales jóvenes en proceso de recuperación, lo cual indica que la mayoría de individuos estuvieron en la clase I y II, y a medida que aumentan los diámetros va disminuyendo la cantidad de individuos encontrados.

Perfiles estructurales del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

En el perfil vertical del bosque montano del PUEAR se observa tres estratos bien definidos: dominante, codominante y dominado, repitiendo el patrón típico de los bosques andinos con tres estratos según lo señala Aguirre (2015). Esto demuestra que el bosque está en proceso de recuperación y crecimiento. Siendo *Alnus acuminata* la especie dominante, que según Paucar (2011) la dominancia de esta especie está atribuida a que es "pionera" y existen las condiciones favorables de luz que le permiten desarrollarse en altura y diámetro.

En el perfil horizontal del bosque montano del PUEAR, individuos de *Palicourea amethystina* y *Clethra revoluta* crecen agrupados, observándose enmarañamiento de copas y claros de bosque dentro de la parcela permanente; mientas que el resto de especies crecen de forma esparcida por todo la parcela, esta situación es corroborada por Gordo (2009) quien manifiesta que cualquier especie de una comunidad presentará patrones de distribución: regular, a manera de árboles de una plantación; agrupada, con agrupamiento de individuos en un solo lugar y esparcida o dispersa al azar por toda la comunidad.

Parámetros estructurales del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Las especies del componente leñoso ecológicamente más importantes de acuerdo al IVI del estudio fueron: *Alnus acuminata* con 12,71 %, que alcanzo el valor más alto en dominancia relativa, debido a sus diámetros elevados; seguido de *Palicourea amethystina* con 7,39 %, *Phenax laevigatus* con 6,19 % y *Clethra revoluta* con 6,61 %, especies abundantes y frecuetes. Estas especies son diferentes a las reportadas en Perú por Rasal *et al.* (2012) destacando los géneros *Nectandra* sp. *Myrsine latifolia*, *Chrysophyllum* sp. *Piper hirtilimbum* y *Myrcianthes fragrans* como especies con el IVI más alto de estos ecosistemas, esta diferencia se debe al grado de perturbación y madures de los dos escenarios de investigación. Por otro lado en Colombia, Alvear *et al.* (2010) en un estudio realizado en remanentes de bosque andino determinan a *Alnus acuminata* como la segunda especie más importante; y, en el mismo estudio pero en diferente altitud (3000-3300 msnm) determinaron a *Alnus acuminata* como la especie más importante de este tipo de ecosistemas.

Endemismo del componente leñoso del bosque montano del PUEAR

Se registran cinco especies endémicas según el libro rojo de las especies endémicas del Ecuador (León-Yánez *et al.*, 2011); demostrando con esto que el bosque montano es refugio de 5 especies endémicas del país 4 árboles y 1 arbusto, esto es

importante ya que permitirá resaltar y justificar la conservación de la diversidad biológica del PUEAR.

De acuerdo a Aguirre (2015) las especies *Oreopanax andreanus*, *Oreopanax rosei*, *Ageratina dendroides* y *Myrsine sodiroana* presentan un endemismo nacional ya que se pueden encontrar en varias provincias del país; mientras que *Zinowiewia madsenii* presenta endemismo local, por ser una especie de distribución restringida que crece solo en la provincia de Loja en un rango altitudinal de 2500 – 3500 msnm. Esto demuestra que *Zinowiewia madsenii* encontró las condiciones necesarias para crecer y desarrollarse en el bosque montano del PUEAR, lo que visualiza la importancia de conservar y mantener este remanente de bosque montano.

Conclusiones

El componte leñoso de una hectárea de bosque montano del Parque Universitario Francisco Vivar Castro registró 45 especies dentro de 39 géneros en 29 familias; siendo 30 especies árboles con 875 individuos y 15 especies arbustos con 495 individuos.

El bosque montano del Parque Universitario Francisco Vivar Castro, tiene un área basal de 16,88 m^2/ha, y volumen de 77,57 m^3/ha. La especie con mayor área basal y volumen es *Alnus acuminata, Cedrela montana* pese a tener pocos individuos es la tercera en volumen.

Las especies ecológicamente más importantes del componente leñoso del bosque montano son: *Alnus acuminata* con el valor más alto en dominancia relativa debido a sus grandes diámetros; seguido de *Palicourea amethystina*, *Phenax laevigatus* y *Clethra revoluta* estas especies alcanzaron valores altos en abundancia y frecuencia, debido a la abundancia numérica.

El bosque montano del Parque Universitario Francisco Vivar Castro presentó una estructura diamétrica que refleja una "J" invertida, característica de bosques con individuos jóvenes en proceso de recuperación y crecimiento.

En el Parque Universitario Francisco Vivar Castro se registraron 5 especies endémicas, una especie en la categoría de Preocupación menor *Oreopanax andreanus*, mientras que en la categoría Vulnerable se registró 3 especies: *Oreopanax rosei*, *Ageratina dendroides*, *Myrsine sodiroana* que son endémicas nacionales y *Zinowiewia madsenii* que es endémica local.

Contribución de los autores

Z. A.: Director del proyecto, organización de los trabajos para levantamiento de la información de campo, responsable de la escritura del manuscrito, elaborando el primer borrador y realizando correcciones hasta llegar a la versión final. B. R.: Trabajos de levantamiento de la información en la parcela permanente, identificación de muestras botánicas, organización de la base de datos para la tabulación. W. Q.: Asistente de investigación, apoyo con la curación de la base de datos y algunos cálculos necesarios para el artículo. A. C.: Realizó la revisión del manuscrito original y apoyó en los cálculos de los índices.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Aguirre, Z. 2013. Guía para la medición de la biodiversidad. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Aguirre, Z. 2015. Biodiversidad Ecuatoriana, estrategias e instrumentos para su manejo y conservación. Universidad Nacional de Loja.

Aguirre, Z. & N. Aguirre. 1999. Guía práctica para realizar estudios de comunidades vegetales. Herbario

Loja No. 5. Departamento de Botánica y Ecología de la Universidad Nacional de Loja. Loja – Ecuador.

Aguirre, Z. & C. Yaguana. 2014. Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Ing. Francisco Vivar Castro. Universidad Nacional de Loja.

Aguirre, Z.; C. Yaguana & T. Gaona. 2016. Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Ing. Francisco Vivar Castro. Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador.

Aleaga, L. 2014. Patrones de diversidad y distribución de plantas leñosas en una gradiente altitudinal entre la provincia de Loja y Zamora Chinchipe. Tesis de Grado previa a la Obtención del Título de Ingeniera en Manejo y Conservación del Medio Ambiente. Universidad Nacional de Loja.

Alvear, M.; J. Betancur & P. Franco-Rosselli. 2010. Diversidad florística y estructura de remanentes de bosque andino en la zona de amortiguación del Parque Nacional Natural Los Nevados, cordillera central Colombiana. Revista Botánica-Florística, Caldasia Vol. 32(1):39-63.

Cuesta, F.; M. Peralvo & N. Valarezo. 2009. "Los bosques montanos de los Andes Tropicales. Una evaluación regional de su estado de conservación y de su vulnerabilidad a efectos del cambio climático". Serie Investigación y Sistematización No. 5. Programa Regional ECOBONA – INTERCOOPERATION. Quito.

Gordo, J. 2009. Análisis estructural de un bosque natural localizado en la zona rural del Municipio de Poyan. Facultad de Ciencias Agropecuarias, grupo de investigación TULL. Universidad del Cauca. Cauca, Colombia.

León, S.; R. Valencia; N. Pitman; L. Endara; C. Ulloa & H. Navarrete. 2011. Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador. 2a edición. Publicaciones Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador.

Lozano, D. & C. Yaguana. 2009. Composición florística, estructura y endemismo del bosque nublado de las reservas naturales: Tapichalaca y Numbala, cantón Palanda, Zamora-Chinchipe. Tesis de grado de Ingeniería Forestal, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador.

Paucar, M. 2011. Composición y estructura de un bosque montano, sector Licto, cantón Papate, provincia de Tungurahua. Tesis Ingeniería Forestal. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de recursos naturales. Riobamba, Ecuador.

Rasal, M.; J. Troncos; C. Lizano; O. Parihuamán & D. Quevedo. 2012. La vegetación terrestre del bosque montano de Lanchurán (Piura, Perú). Caldasia, 34(1):1-24.

Sánchez, O. & C. Rosales. 2002. Dinámica poblacional en el bosque nublado del Parque Nacional Podocarpus, sector Cajanuma. Tesis Ingeniero Forestal, Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Yaguana, C.; D. Lozano; D. A. Neill & M. Asanza. 2012. Diversidad florística y estructura del bosque nublado del Río Numbala, Zamora-Chinchipe, Ecuador: El "bosque gigante" de Podocarpaceae adyacente al Parque Nacional Podocarpus. Revista Amazónica Ciencia y Tecnología, 1(3):226-247.

Young, K. R. 2006. Bosques húmedos. Pp 121-129. En Botánica Económica de los Andes Centrales. Universidad Mayor de San Andrés, La Paz.,

Arnaldoa 24 (2): 557 - 566, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24208
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Picocystis salinarum (Prasinophyceae, Chlorophyta) en las Salinas de Chilca, Lima, primer registro para el Perú

Picocystis salinarum (Prasinophyceae, Chlorophyta) in Salinas de Chilca, Lima, first record for Peru

Ronald Tarazona Delgado

Laboratorio de Simbiosis Vegetal, Museo de Historia Natural, UNMSM, Av. Arenales 1256, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal, Centro de Ciências Humanas e Naturais, UFES, Av. Fernando Ferrari 514, CEP 29075-910, Vitória, Espírito Santo, BRASIL.

ronald.mtd@hotmail.com

Haydee Montoya Terreros, Mauro Mariano Astocondor & Egma Mayta Huatuco

Laboratorio de Simbiosis Vegetal, Museo de Historia Natural, UNMSM, Av. Arenales 1256, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Ciudad Universitaria, Av. Venezuela cuadra 34, Lima 1, PERÚ.

haydmon@yahoo.com, mmarianoa@unmsm.edu.pe, emaytah@unmsm.edu.pe



Recibido: 10-IX-2017; aceptado: 22-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

El presente trabajo reporta, por primera vez para Perú y la región sudamericana, a la prasinofita *Picocystis salinarum* R. A. Lewin en las Salinas de Chilca (lagunas La Milagrosa y La Mellicera), Cañete, Lima. Se realizaron colecciones de estos ecosistemas acuáticos costeros-someros en 2014 y 2015; la gradiente de salinidad estuvo en el rango de 120 a 172 ‰ y pH entre 8,06-8,41; adicionalmente se tienen otros registros que confirmarían que se trata de una microalga eurihalina. El aislamiento y cultivo de *P. salinarum* en medio f/2 fue clave para su identificación taxonómica, puesto que esta microalga exhibió polimorfismo en condiciones déficit de nutrientes con variación en su morfotipo esférico a trilobulado; este último corresponde al fenotipo distintivo del género. *P. salinarum* fue dominante en las Salinas de Chilca sugiriendo que posee mecanismos de resistencia al estrés salino, además de la escasez de competidores y predadores herbívoros.

Palabras clave: picoplancton, prasinofita, morfotipo trilobulado, cultivo.

Abstract

The present work reports, for the first time for Peru and the South American region, the prasinophyte *Picocystis salinarum* R. A. Lewin in Salinas de Chilca (La Milagrosa and La Mellicera lagoons), Cañete, Lima. Collections of these coastal-shallow aquatic ecosystems were made in 2014 and 2015; the salinity gradient was in the range of 120 to 172 ‰ and pH between 8.06-8.41; in addition there are other records that would confirm that it is a euryhaline microalgae. The isolation and cultivation of *P. salinarum* in f/2 medium was key for its taxonomic identification, since this microalga exhibited polymorphism in nutrient deficit conditions with variation in its spherical morphotype to trilobed; the latter corresponding to the distinctive phenotype of the genus. *P. salinarum* was dominant in Salinas de Chilca, suggesting that it has mechanisms of resistance to saline stress, in addition to the shortage of competitors and herbivorous predators.

Keywords: picoplankton, prasinophyte, trilobed morphotype, culture.

Citación: Tarazona, R.; H. Montoya; M. Mariano & E. Mayta. 2017. *Picocystis salinarum* (Prasinophyceae, Chlorophyta) en las Salinas de Chilca, Lima, primer registro para el Perú. Arnaldoa 24(2): 557-566. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24208

Introducción

La investigación de organismos picoplanctónicos se centra principalmente en ambientes marinos, a pesar de que los lagos salinos son numerosos en todo el mundo (Last, 2002) las publicaciones escasas sobre el registro de picoplancton en estos ambientes salinos, indican claramente la importancia de estas algas diminutas en el rol trófico de los cuerpos de agua que habitan (Somogyi *et al*., 2014).

Las prasinofitas son un grupo de microalgas que exhiben una considerable diversidad con respecto a la forma y tamaño de la célula, número de flagelos, presencia de escamas, mecanismos mitóticos y características bioquímicas, como pigmentos accesorios y productos de almacenamiento (Fawley *et al*., 2000; Latasa *et al*., 2004). La visión taxonómica de la clase Prasinophyceae ha cambiado profundamente en los últimos años con la descripción de nuevas especies que presentan características morfológicas inusuales, llegándose a demostrar que esta clase es un sistema de taxonomía artificial, porque estos organismos tienen un origen parafilético (Steinkötter *et al*., 1994; Guillou *et al*., 2004; Lemieux *et al*., 2014). Las formas cocoides han sido incorporadas a este grupo (Fawley *et al*., 2000; Latasa *et al*.,

2004; Lemieux *et al*., 2014), caracterizándose por pertenecer al picoplancton y estar restringidos a hábitats marinos o aguas continentales salinas (Guillou *et al*., 2004; Krienitz *et al*., 2012).

La hidrografía de la Costa Peruana está constituida por una variedad de ecosistemas superficiales como humedales tropicales y subtropicales (lagos, lagunas, pantanos) de aguas dulces, salobres y saladas, en su mayoría restringidas a poca distancia del litoral costero, siendo una fuente importante de diversidad biológica. La particularidad de estos ecosistemas como las lagunas costeras con fluctuaciones hídricas y de salinidad ha favorecido la presencia y en algunos casos la dominancia de especies tolerantes a condiciones extremas como el estrés salino (Montoya & Golubic 1991; Montoya, 2009; MINAM, 2015). En el Perú, estudios sobre la flora microalgal fitoplanctónica en ecosistemas acuáticos costeros salinos y salobres han sido realizados por Maldonado (1943), Chacón (1980), Montoya & Olivera (1993), Montoya (2009) y Montoya *et al*., (2006, 2012).

Picocystis salinarum R. A. Lewin es una prasinofita cocoide y debido a su posición clave como principal productor primario en las redes alimenticias de hábitats salinos, es necesario poner atención a su distribución probablemente generalizada, además *P. salinarum* puede representar un vínculo entre los hábitats marinos y de agua dulce, tanto desde el punto de vista ecológico como filogenético (Krienitz *et al*., 2012) por lo que su estudio es de gran interés.

La presente investigación reporta por primera vez la presencia de *P. salinarum* en las Salinas de Chilca, Perú, así mismo se da a conocer características morfo-ecológicas que amplían el conocimiento de la especie.

Material y métodos

Área de estudio

Las Salinas de Chilca son humedales costeros constituidos por tres lagunas medicinales: La Milagrosa, La Mellicera y La Encantada (Fig. 1), caracterizándose por ser de aguas salobres, alcalinas y particularmente las dos primeras son verdes y con presencia de peloides (barros minero-medicinales), el entorno de estas corresponde a la formación del desierto sub-tropical, sus suelos son del tipo aluvial con presencia de escasa vegetación (Cerón *et al*., 2005; ProNaturaleza, 2010). En esta investigación se evaluaron las lagunas La Milagrosa y La Mellicera.

La laguna La Milagrosa; llamada antiguamente Santa Cruz de las Salinas, es la laguna principal de las Salinas de Chilca, situada a 2 km de la ciudad de Chilca y a 1,5 km del Océano Pacífico; en el km 69 al Sur de Lima, Cañete. El área de la laguna está comprendida en terrenos de depósitos salinos, tiene una morfología alargada e irregular, de 200 m longitud y 50 m de ancho con una profundidad de 0,90 m (Maldonado, 1943; Chacón, 1980). Laguna La Mellicera está ubicada a 250 m de la laguna La Milagrosa, es de forma cuadrangular, ocupa un área de 784 m^2 y una profundidad de 1 m, el relieve de su orilla se encuentra modificado por una deposición de concreto (Maldonado, 1943).

Métodos

Se hicieron colectas en 2014 y 2015 seleccionándose puntos de muestreo adecuados y colectándose muestras de fitoplancton cerca de la zona litoral a 0-20 cm de la superficie de los ambientes acuáticos (Prescott *et al*., 1978). Las muestras de agua se filtraron por un tamiz de 50 µm para separar invertebrados pequeños

y restos sólidos, fueron llevadas frescas al laboratorio para su inoculación en medio de cultivo y observación microscópica bajo el microscopio compuesto Nikon. Las submuestras fueron fijadas y preservadas en formalina al 5% y lugol. Los parámetros físico-químicos del agua fueron registrados *in situ* simultáneamente con el muestreo, la salinidad fue medida con el refractómetro Vee Gee STX-3 y el pH con el potenciómetro Hannah HI 98130.

Para el aislamiento y formación de cultivos unialgales se utilizó el medio f/2 (Guillard, 1975) agarizado (1,8%) donde se sembraron directamente las muestras recolectadas en placas que fueron incubadas en un cuarto de cultivo (fotoperiodo 18:6 L: O, 1250 ± 100 lx y 28 ± 2 °C), después de reconocer el crecimiento algal se inspeccionaron las colonias y se realizaron plaqueos sucesivos hasta obtener las cepas aisladas, que fueron replicadas en medio líquido según su crecimiento y reproducción.

Para la identificación teniendo en cuenta los caracteres morfológicos, se utilizó datos morfométricos y microfotografías, comparándose con bibliografía especializada de Lewin *et al.* (2000), Shubert (2003) y Neustupa (2015).

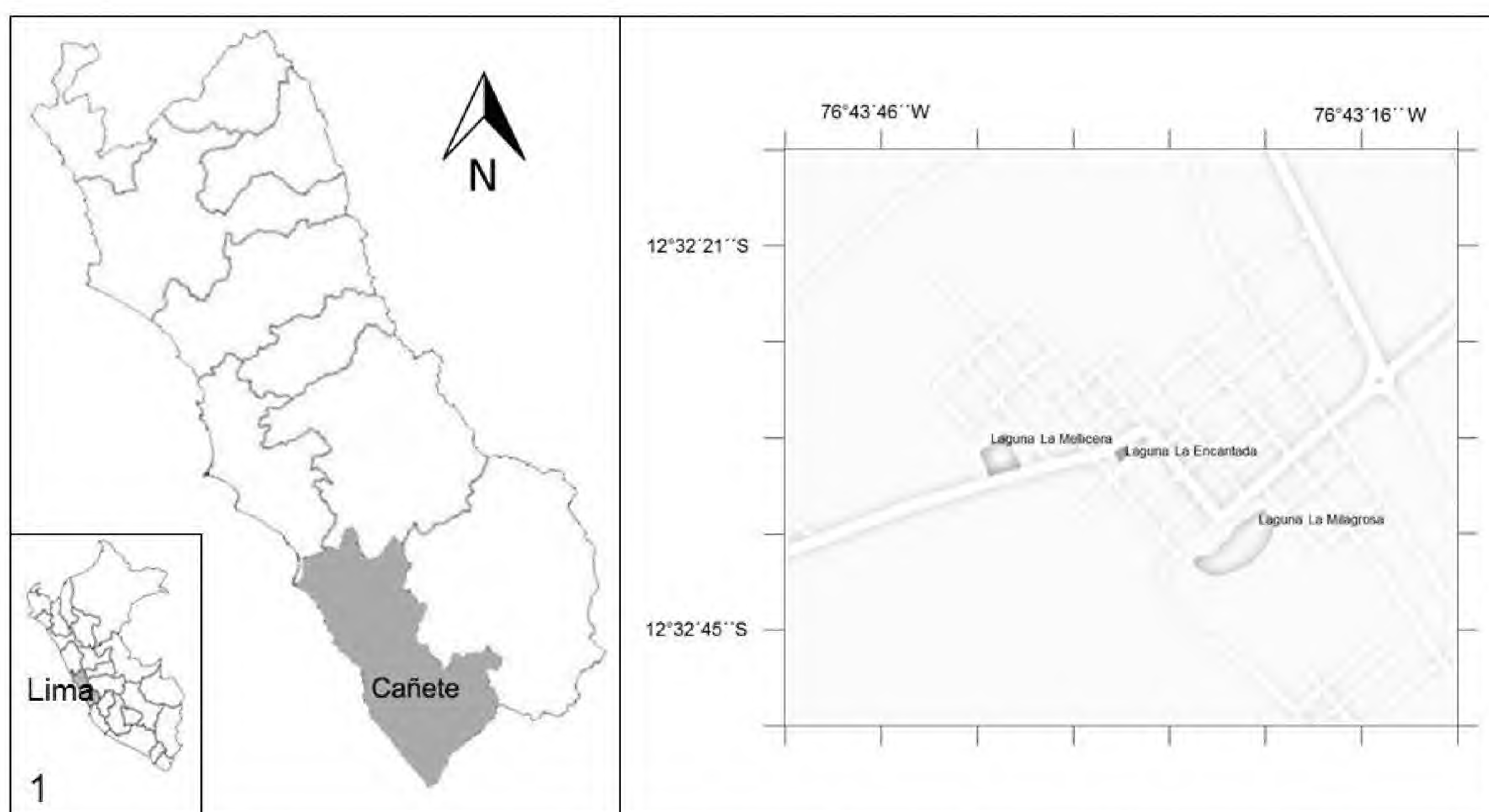


Fig. 1. Ubicación de las Salinas de Chilca, en el departamento de Lima, Perú.

Resultados y Discusión

Taxonomía y descripción morfo-ecológica de *Picocystis salinarum* R. A. Lewin

Picocystis salinarum pertenece a la división Chlorophyta, clase Prasinophyceae, en la actualidad el género *Picocystis* no se encuentra dentro de un orden y familia definidos (Krienitz & Bock 2012; Guiry & Guiry 2017).

En las muestras ambientales y cultivos con crecimiento inicial, las células son esféricas o ligeramente ovaladas, de aproximadamente 2-3 µm de diámetro. Cada célula tiene un cloroplasto parietal, generalmente en forma de copa y bilobulado. Pirenoide ausente, no hay presencia de flagelos, ni setas, ni escamas superficiales en la célula. Proliferación celular por división binaria, sin evidencia de reproducción sexual.

En cultivos viejos; a partir de un mes donde el medio se encuentra empobrecido

en nutrientes por el metabolismo celular, las células son trilobadas con un diámetro de 3-4 µm (Fig. 2), los dos lóbulos laterales contienen cada uno un lóbulo del cloroplasto mientras que el lóbulo central ha de contener el núcleo. No se encontró este morfotipo en muestras ambientales.

Se identificó también a *Chlorella peruviana* (Fig. 3) en las muestras recolectadas, la cual junto a *P. salinarum* dominaron en el fitoplancton de ambas lagunas. Es rescatable mencionar la presencia del microcrustáceo *Artemia* sp. La gradiente de salinidad y pH en las dos colectas en la laguna La Milagrosa estuvo entre 172, 152 ‰ y pH 8,41, 8,24 y para la laguna La Mellicera estuvo entre un rango 126,120 ‰ y pH 8,27, 8,06 respectivamente (Tabla 1).

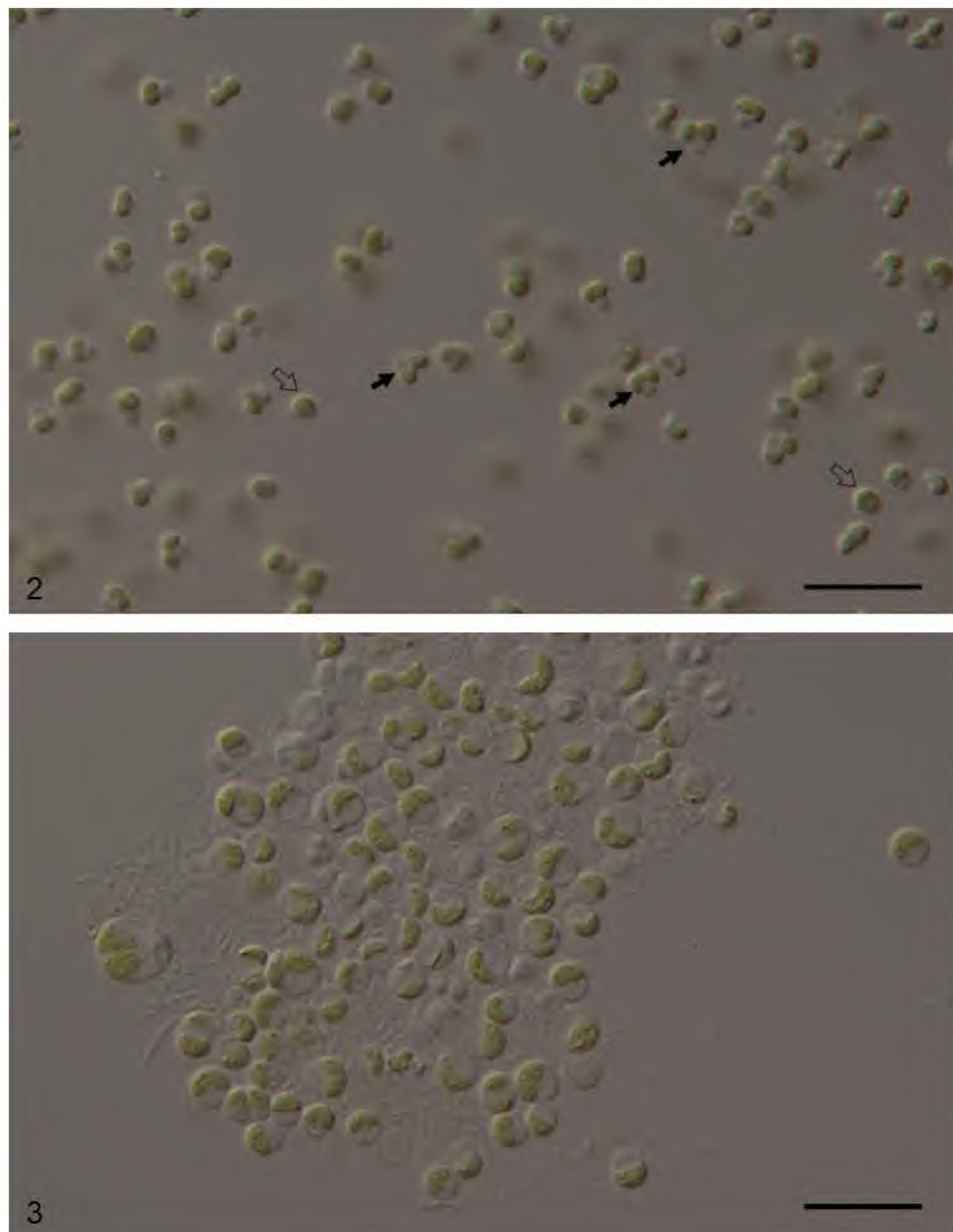


Fig. 2. Cultivo viejo de *Picocystis salinarum*, se muestran células esféricas vegetativas (señaladas con flechas transparentes) y células trilobuladas (señaladas con flechas negras).

Fig. 3. Células vegetativas en cultivo de *Chlorella peruviana*. Escala de barra: 5 µm.

Los morfotipos de *P. salinarum* de las Salinas de Chilca coinciden con la descripción de la especie tipo (Lewin *et al.*, 2000), las células son normalmente

esféricas u ovales, de 2 a 3 µm de diámetro y tienden hacia una forma trilobulada en condiciones de escasez de nutrientes en cultivo (Fig. 2). Este morfotipo particular es presumiblemente una consecuencia de la reducción en el volumen del citoplasma, pero no del plastidio bilobado o el núcleo y de la contracción de la pared celular, que sugiere que las paredes celulares son inusualmente flexibles. Cuando las células están en suspensión, los lóbulos laterales, que presumiblemente son más altos en contenido de lípidos, tienden a flotar más arriba, mientras que el lóbulo nuclear, evidentemente más pesado, cuelga por debajo de ellos (Lewin *et al.*, 2000).

En las muestras de las Salinas de Chilca se observó que la comunidad fitoplanctónica completamente dominada por clorófitos cocoides en estadios vegetativos y reproductivos por medio de división binaria que inicialmente según las observaciones microscópicas y lo detallado por Chacón (1980) se presumía que *C. peruviana* (Trebouxophyceae, Chlorophyta) era la única especie que conformaba el fitoplancton, sin embargo el aislamiento y cultivo de las células dieron también como resultado la presencia de *P. salinarum*. *C. peruviana* es una clorofita cocoide con cloroplasto parietal bilobulado y de diámetro 2-4 µm (Fig. 3), por lo que individuos jóvenes de esta especie tienen una gran similitud con *P. salinarum* en su morfotipo esférico. Sapozhnikov *et al.* (2016) identificaron inicialmente a *C. minutissima* en una laguna hipersalina, observaciones posteriores de la muestra inicial a largo plazo (más de un año), indicaron que las células esféricas se habían transformado al morfotipo trilobulado característico de *P.salinarum.*

La plasticidad fenotípica que posee *P. salinarum* de cambiar morfológicamente bajo una determinada condición nutricional sería clave para su identificación, pero otras investigaciones como la de Roesler *et al.* (2002) encontraron este morfotipo trilobulado en muestras naturales, lo que permitió un fácil reconocimiento del género dentro de la comunidad del fitoplancton, mientras que Krienitz *et al.* (2012) reportan una cepa de *Picocystis* que en el ambiente se encontraba en forma esférica, con un diámetro máximo de 5 µm y produciendo cuatro autoesporas, resultando difícil de identificar. Además, caracterizaron esta cepa por la ausencia de la formación del morfotipo trilobulado en cultivo.

Los primeros registros del género *Picocystis* se dieron en salinas de América del Norte, encontrándose luego en lagunas y aguas termales del este de África, lagunas hipersalinas en el continente asiático y recientemente en aguas residuales (Tabla 1). En cuanto a su nicho ecológico, Roesler *et al.* (2002) y Schagerl *et al.* (2015) reportaron que *P. salinarum* también conformó el principal recurso alimenticio del crustáceo *Artemia monica* y según la época la flora acompañante eran principalmente cianobacterias, encontrándose también clorófitas y diatomeas (Tabla 1) aunque en todos sus registros *Picocystis* fue dominante en el cuerpo de agua. Las variaciones de salinidad que fluctuaban entre 26,5 hasta más de 300 ‰ y pH 9,71 a 10,2 (Tabla 1), por lo que la salinidad de las Salinas de Chilca en las temporadas muestreadas (120 a 172 ‰) se encuentra dentro del rango ya reportado, con un menor pH (8,06-8,41) aunque continúa perteneciendo a la categoría de aguas alcalinas. Cultivos *de P. salinarum* resaltan un óptimo crecimiento entre 30 a 59 ‰ y un rango de pH 4 a 12 (Roesler *et al.*, 2002; Fanjing *et al.*, 2009).

La resiliencia de esta microalga le permite crecer y sobrevivir no solo en rangos

Tabla 1. Registros del género *Picocystis* y su relación con los parámetros físico-químicos y flora acompañante.

Autores	Lugar de registro	Fecha de colecta	Ubicación	Salinidad (‰)	pH	Flora acompañante
Presente estudio	Laguna La Milagrosa	Marzo 2014	Perú	172	8,41	*Chlorella peruviana*
Presente estudio	Laguna La Mellicera	Marzo 2014	Perú	126	8,27	*Chlorella peruviana*
Presente estudio	Laguna La Milagrosa	Mayo 2015	Perú	152	8,24	*Chlorella peruviana*
Presente estudio	Laguna La Mellicera	Mayo 2015	Perú	120	8,06	*Chlorella peruviana*
Lewin *et al*., 2000	Salinas de San Francisco	Diciembre 1991	Estados Unidos	100	-	*Dunaliella* spp.
Roesler *et al*., 2002	Lago Mono	Mayo 1986 - agosto 1989	Estados Unidos	85 ± 15.0	9.80	-
Fanjing *et al*., 2009	Lago Dagenoer	Diciembre 2003	China	188.0	10.00	-
Krienitz *et al*., 2012	Lago Katwe	Enero 2005	Uganda	+300.0	9.72	*Arthrospira* sp., *Synechococcus* sp.
Krienitz *et al*., 2012	Lago Bogoria	Setiembre 2006	Kenia	52.0	9.99	*Arthrospira* sp.
Krienitz *et al*., 2012	Lago Nakuru	Enero 2010	Kenia	61.6	10.20	Diatomeas penadas
Krienitz *et al*., 2012	Lago Magadi	Enero 2010	Kenia	88.0	9.75	*Chroococcus* sp.
Krienitz *et al*., 2012	Aguas termales Magadi	Enero 2010	Kenia	26,5	9,71	*Phormidium* sp.
Wang *et al*., 2014	Laguna San Elijo	Mayo 2012	Estados Unidos	77,5	-	*Chaetoceros* sp., *Picochlorum* sp.
Schagerl *et al*., 2015	Lago Bogoria	Julio 2008 - octubre 2009	Kenia	43,1 ± 3,5	10,0 ± 0,2	*Arthrospira fusiformis, Anabaenopsis* sp., *Halolepto-lyngbya alcalis*
Schagerl *et al*., 2015	Lago Nakuru	Julio 2008 - octubre 2009	Kenia	29,3 ± 13,4	10,10 ± 0,2	*Arthrospira fusiformis, Anabaenopsis* sp., *Halolepto-lyngbya alcalis*
Sapozhnikov *et al*., 2016	Lago Tanatar VI	Junio 2012	Rusia	-	9,80	*Dunaliella viridis*
Rihab *et al*., 2017	Aguas residuales	-	Túnez	-	-	-

amplios de Ph-salinidad, sino también en bajas disponibilidades de luz y oxígeno, aun así conformando la principal fuente de producción primaria y asegurando el mantenimiento del ecosistema durante todas sus épocas (Roesler *et al.*, 2002; Krienitz *et al.*, 2012). La dominancia de *P. salinarum* en las Salinas de Chilca se puede atribuir a su tolerancia al estrés salino de estos ambientes extremos, la escasez de otros competidores y predadores restringida a los factores físico-químicos impuestos por el hábitat.

A pesar de su carácter distintivo trilobulado, el análisis filogenético es recomendado para la confirmación del género (Guillou *et al.*, 2004; Fanjing *et al.*, 2009; Krienitz *et al.*, 2012; Lemieux *et al.*, 2014), porque *P. salinarum* es una clorófita única con un linaje filogenético separado dentro de los prasinófitos (Guillou *et al.*, 2004), por su posición incierta dentro del linaje de las algas verdes así como otros géneros de clorófitas cocoides de aguas continentales es necesaria una reevaluación sistemática (Krienitz & Bock 2012).

El presente estudio amplia el registro de *P. salinarum,* da a conocer algunas características morfo-ecológicas, confirmando que su presencia está restringida en ambientes continentales salinos dominándolos completa o parcialmente.

Agradecimientos

A la Dra. Tatyana Darienko por sus comentarios y la toma de microfotografías de las cepas del presente estudio. Al Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (Innóvate-Perú) mediante el contrato 132-FINCyT-IB-2013 por el financiamiento de la investigación.

Contribución de los autores

E. J.: Diseño, ejecución,procesamiento de información y redacción de investigación, J. G.: Diseño, ejecución y redacción, H. M.: Diseño y redacción, T. S.: Colección de muestras vegetales y agua, L. T.: Análisis fisico-químico del agua, N. C.: Procesamiento de información y redacción, A. D.: Colecta de muestras vegetales y determinación taxonómica de los ejemplares.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Cerón, M. L.; N. Raysa; J. Bravo; Á. Bustamante**; J. Quispe & A. Trujillo.** 2005. Caracterización mineralógica de los peloides de las Salinas de Chilca. Rev. investig. fís. 8 (2): 9-13.

Chacón, G. 1980. *Chlorella peruviana* sp. nov. y su ambiente altamente salino. Bol. Soc. Peruana de Botánica 8: 83-96.

Fanjing, K.; J. Qinxian; E. Jia & Z. Mianping. 2009. Characterization of a eukaryotic picoplankton alga, strain DGN-Z1, isolated from a soda lake in inner Mongolia, China. Nat. Resour. Env. Iss. 15: 185–189.

Fawley, M. W.; Y. Yun & M. Qin. 2000. Phylogenetic analyses of 18S rDNA sequences reveal a new coccoid lineage of the Prasinophyceae (Chlorophyta). J. Phycol. 36 (2): 387–393.

Guillard, R. R. L. 1975. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: Smith, W. L. & M. H. Chanley (eds): Culture of Marine Invertebrate Animals. 26–60 p., Plenum Press, New York.

Guillou, L.; W. Eikrem; M. Chrétiennot-Dinet; F. Le Gall; R. Massana; K. Romari; C. Pedrós-Alió & D. Vaulot. 2004. Diversity of picoplanktonic prasinophytes assessed by direct nuclear SSU rDNA sequencing of environmental samples and novel isolates retrieved from oceanic and coastal marine ecosystems. Protist 155: 193–214.

Guiry, M. D. & G. M. Guiry. 2017. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. http://www.algaebase.org; visto el 3 de Setiembre 2017.

Krienitz, L. & C. Bock. 2012. Present state of the systematics of planktonic coccoid green algae of inland waters. Hydrobiologia 698 (1): 295-326.

Krienitz, L.; C. Bock; K. Kotut & W. Luo. 2012. *Picocystis salinarum* (Chlorophyta) in saline lakes and hot springs of East Africa. Phycologia 51: 22–32.

Last, M. W. 2002. Geolimnology of salt lakes. Geosci. J. 6: 347–369.

Latasa, M.; R. Scharek; F. Le Gall & L. Guillou. 2004. Pigment suites and taxonomic groups in Prasinophyceae. J. Phycol. 40 (6): 1149–1155.

Lemieux, C.; C. Otis & M. Turmel. 2014. Six newly sequenced chloroplast genomes from prasinophyte green algae provide insights into the relationships among prasinophyte lineages and the diversity of streamlined genome architecture in picoplanktonic species. BMC Genomics 15: 857.

Lewin, R.; L. Krienitz; R. Goerjcke; H. Takeda & D. Hepperle. 2000. *Picocystis salinarum* gen. et sp. nov. (Chlorophyta) - a new picoplanktonic green alga. Phycologia 39: 560-565.

Maldonado, A. 1943. Las Lagunas de Boza, Chilca y Huacachina y los Gramadales de la Costa del Perú. Act. Trab. 2do. Cong. Per. Quim, Lima, 143 pp.

MINAM. 2015. Estrategia Nacional de Humedales. Dirección General de Diversidad Biológica, 64 pp.

Montoya, H. T. & S. Golubic. 1991. Morfological variability on natural populations of mat forming cianobacteria in the salines of Huacho, Lima, Peru. Algol. Studies 64: 423–441.

Montoya, H. T. & A. Olivera. 1993. *Dunaliella salina* from saline environments of the central coast of Peru. Hydrobiologia 267: 155-161.

Montoya, H. T. 2006. Flora y ecología algal del ecosistema lagunar de Puerto Viejo, departamento de Lima. Magistri et Doctores 1(1): 9–18.

Montoya, H. T. 2009. Algal and cyanobacterial saline biofilms of the Grande Coastal Lagoon, Lima, Peru. Nat. Resour. Env. Iss. 15: 132–139.

Montoya, H. T.; C. Barberena; J. Gómez & M. Mariano. 2012. Comunidades algales y estrategias de *Tetraselmis contracta* (Prasinophyceae) en humedales costeros del norte y centro del territorio peruano. Arnaldoa 19 (1): 7-21.

Neustupa, J. 2015. Chlorophyta, Streptophyta p.p. (except Ulvophyceae, Charophyceae; incl. Trentepohliales). *In*: W. Frey (Ed.): Syllabus of Plant Families – A. Engler's Syllabus der Pflanzenfamilien, Part 2/1, Photoautotrophic eukaryotic algae. 191-216 p., Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.

Prescott, G.; J. Bamrick; E. Cawley & W. Jaques. 1978. How to know the freshwater algae. Spiral--bound, 293 pp.

ProNaturaleza. 2010. Documento base para la elaboración de una estrategia de conservación de los humedales de la costa peruana. G y G Impresores, 94 pp.

Rihab, B. A.; B. O. Sabrine; C. Lina; M. Imed; B. O. Hatem & O. Ali. 2017. Cadmium effect on physiological responses of the tolerant Chlorophyta specie *Picocystis* sp. isolated from Tunisian wastewaters. Environ. Sci. Pollut. Res. 24: 1803–1810.

Roesler, C. S.; C. W. Culbertson; S. M. Etheridge; R. Goericke; R. P. Kiene; L. G. Miller & R. S. Oremland. 2002. Distribution, production, and ecophysiology of *Picocystis* strain ML in Mono Lake, California. Limnol. Oceanogr. 47 (2): 440–452.

Sapozhnikov, P. V.; O. Y. Kalinina; M. A. Nikitin & O. S. Samylina. 2016. Cenoses of phototrophic algae of ultrasaline lakes in the Kulunda Steppe (Altai Krai, Russian Federation). Oceanology 56: 95–106.

Schagerl, M.; A. Burian; M. Gruber–Dorninger; S. O. Oduor & M. N. Kaggwa. 2015. Algal communities of Kenyan soda lakes with a special focus on *Arthrospira fusiformis*. Fottea 15(2): 245–257.

Shubert, E. 2003. Nonmotile coccoid and colonial green algae. In: Wehr, D. J. & G. R. Sheath (eds): Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification. 253–308 p., Academic Press, San Diego.

Somogyi, B.; L. Vörös; K. Pálffy; G. Székely; C. Bartha & Z. G. Keresztes. 2014. Picophytoplankton predominance in hypersaline lakes (Transylvanian Basin, Romania). Extremophiles 18: 1075–1084.

Steinkötter, J.; D. Bhattacharya; I. Semmelroth; C. Bibeau & M. Melkonian. 1994. Prasinophytes form independent lineages within the Chlorophyta: evidence from ribosomal RNA sequence comparisons. J. Phycol. 30: 340–345.

Wang, S.; W. Lambert; S. Giang; R. Goericke & B. Palenik. 2014. Microalgal assemblages in a poikilohaline pond. J. Phycol. 50: 303–309.

Arnaldoa 24 (2): 567 - 582, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24209

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú

Culture of marine microalgae with potential for aquaculture from the littoral between Puerto Salaverry and Puerto Chicama, La Libertad, Peru

Alina Mabel Zafra Trelles, Moisés Efraín Díaz Barboza, Félix Antonio Dávila Gil, Geiner Manuel Bopp Vidal, Kriss Alexander Vela Alva, Mirian Belén López Espinoza, Jampier Brian Castillo Gutiérrez & Jean Paul Edu Colchado Colchado

Departamento Académico de Pesquería, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ
azafra@unitru.edu.pe, mdiazb@unitru.edu.pe, felixantoniodg@yahoo.es



Recibido: 11-VIII-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se investigó el cultivo experimental de microalgas marinas potenciales para la acuicultura, entre mayo y diciembre de 2016 en la Universidad Nacional de Trujillo. Se realizó la colecta de 150 ml de microalgas entre Puerto Chicama y Puerto Salaverry con una red de 20 µ por arrastre horizontal durante 15 minutos desde una embarcación pesquera. La muestra se conservó con hielo para evaluar la composición microalgal y densidad, luego se realizó la siembra polialgal en 21, 15 y 11 días para la obtención de un volumen de 2 L con tres tratamientos T1 (TNB-Amino 20-20-20), T2 (Heussler-Merino) y T3 (Humus), tres concentraciones de medios nutritivos y tres réplicas por experimentación. Las diatomeas que respondieron al cultivo fueron *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* para los tratamientos T3 y T1, siendo *S. costatum* muy utilizada en la alimentación de crustáceos en la acuicultura.

Palabras clave: cultivo de microalgas, medios nutritivos, *Skeletonema*, *Amphiprora*.

Abstract

The experimental culture of marine microalgae with potential for aquaculture was investigated from May to December 2016 at the Universidad Nacional de Trujillo. The collection of 150 ml of microalgae between Puerto Chicama and Puerto Salaverry was carried out with a 20 µ net by horizontal trawling for 15 minutes from a fishing vessel. The sample was preserved with ice to evaluate the microalgal composition and, then, the polyalgal sowing was done in 21, 15 and 11 days to obtain a volume of 2 L with three treatments T1 (TNB-Amino 20-20-20), T2 (Heussler-Merino) and T3 (Humus), three concentrations of nutritional media and three replicates by experimentation. The diatoms that responded to the culture were *Skeletonema costatum* and *Amphiprora alata* for treatments T3 and T1. *S. costatum* is widely used in the feeding of crustaceans in aquaculture.

Keywords: culture of microalgae, nutritional media, *Skeletonema*, *Amphiprora*.

Citación: Zafra, A. *et al.* 2017. Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú. Arnaldoa 24(2): 567-582. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24209

Introducción

El fitoplancton marino es muy importante como alimento de larvas y juveniles de organismos marinos en sus primeros estadios. Las investigaciones se enfocan en la composición de las microalgas y como indicadores de masas de agua. Bianchini *et al*. (2006) y Hernández & Labbé (2014) reportan que las microalgas son utilizadas para obtener biomasa en alimentos y Acuicultura, en colorantes, antioxidantes, ácidos grasos poliinsaturados, enzimas, polímeros además de ser usadas en el tratamiento de aguas residuales, remoción de metales pesados, bioindicadores, en la producción de biocombustibles y pueden ser usadas también en el efecto estufa por la asimilación del CO_2.

En la investigación realizada por Delgado *et al*. (2000) en las latitudes de 07 a 09° S para el invierno 1999, encuentran 107 especies de diatomeas, 56 dinoflagelados, 8 cocolitofóridos, 4 fitoflagelados y 2 silicoflagelados. Siendo las más abundantes los géneros *Coscinodiscus y Chaetoceros*. Arellano *et al*. (2006) reportan que la composición de fitoplancton en Chorrillos (Lima) está conformada por 32 diatomeas, 6 dinoflagelados y un silicoflagelado, con un rango de densidad fitoplanctónica que oscila entre 82 y 1664 célL^{-1} a temperatura de ambiente natural de 14,0 a 15,5 °C, en la abundancia destaca la especie *Skeletonema costatum* y *Thalassiosira rotula*.

Delgado & Chang (2005) señalan que las microalgas marinas son muy utilizadas como indicadores de masas de agua, entre ellos tenemos a *Protoperidinium obtusum* indicador de aguas frías (ACF), *Ceratium praelongum* indicador de aguas sub superficiales (ASS), además, reportan que la biomasa planctónica tuvo un rango entre 0,05 y 8,92 mL/m^3 en Salaverry.

También ha sido estudiada ampliamente la relación del fitoplancton con la biomasa desovante de la "anchoveta" y "sardina" por el Instituto del Mar del Perú, Sánchez (1996) reporta que el éxito de la sobrevivencia de los estadios larvales de peces depende de las estrategias para la toma de alimento, así como de la cantidad y calidad del mismo. Además, las modificaciones en la composición y tamaño de las células repercutirían en el reclutamiento y en la densidad poblacional de los principales recursos pelágicos.

Sánchez (2000) encuentra que la ocurrencia de eventos El Niño son negativos para la producción primaria con valores menores a 1 mL/m^3 siendo las especies oceánicas las más dominantes, mientras que en periodos fríos de La Niña donde ocurren los afloramientos, los volúmenes de fitoplancton son mayores a 3 mL/m^3, la composición del fitoplancton está conformada por especies pequeñas de alto endemismo como *Skeletonema costatum*, *Chaetoceros debilis*, *Ch. curvisetus* y *Ch. affinis* y *Detonula pumilla* y de alta tasa reproductiva.

Las investigaciones sobre cultivo de microalgas son escasos, Hernández & Labbé (2014) reportan que el 30% de la producción mundial de microalgas está destinada al consumo animal y entre ellas figuran *Arthrospira, Chlorella* y *Scenedesmus* los que aportan beneficios para la respuesta inmune e infertilidad. Además, en la acuicultura, las microalgas son fuente de alimentación de moluscos filtradores y estados larvarios de peces y crustáceos y entre las más comunes para la alimentación figuran *Chlorella, Tetraselmis, Isochrysis, Phaeodactylum, Chaetoceros*, *Nannochloropsis, Skeletonema* y *Thalassiosira* que son consumidas vivas (Hackbart, 2011; Cisneros, 2012 Hernández & Labbé, 2014).

En los cultivos de microalgas, existen investigaciones con medios nutritivos de f/2 Guillard usado en el aislamiento y cultivo de diatomeas bentónicas como Amphora utilizadas en la alimentación de postlarvas de camarón a temperaturas de 28 a 30°C y pH mayores de 8 (Almaguer *et al*., 2004). Otras experimentaciones se han realizado en *Nannochloropsis gaditana* como reporta Nodar *et al*. (2004) con f/2 Guillard y cinco tipos de productos zeolíticos favoreciendo el crecimiento de los cultivos cuando los medios nutritivos estaban combinados. López *et al*. (2009) cultivan *Thalassiosira pseudonana* y concluyen que se obtiene mayor densidad celular a salinidades de 35 psu lográndose a los cinco días de cultivo, además menciona que el crecimiento de las microalgas se lleva a cabo en el periodo de luz mientras que la división celular ocurre en la fase de oscuridad.

Medina & Cordero (1999) cultivando *Chaetoceros muelleri* con medios de f/2 Guillard a temperaturas de 22 a 30 °C, pH de 7 a 9, salinidad de 33 a 34 ppt se logró densidades de 5 x 10^6 cél/ml a los tres días. Como se aprecia, el medio nutritivo f/2 Guillard fue el más usado para los cultivos de microalgas, sin embargo, se están probando otros medios nutritivos alternativos más baratos en el crecimiento y cultivo de microalgas marinas como el caso de *Arthrospira jenneri* y *Tetraselmis suecica* en la que se utilizó otros medios nutritivos como restos de residuos de pescados (Alayo,

2012; Briceño, 2012; Zafra *et al*. 2013).

Igualmente, otro medio nutritivo se utilizó en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP denominado Heussler Merino H-M que ha sido probado en microalgas verdes como *Chlorella* sp., *Scenedesmus acutus* y *Nannochloris* sp. y que ofrece nutrientes NPK obteniendo el aislamiento entre 22 a 27 días con crecimiento mayor a 1 x 10^4 (López, 2015). Por ello, el objetivo de esta investigación fue cultivar experimentalmente microalgas marinas del Puerto Salaverry potenciales para la Acuicultura.

Material y métodos

La investigación se realizó en la Universidad Nacional de Trujillo y en el centro Aquavela S.A.C., de mayo a diciembre 2016, con una frecuencia mensual, se obtuvieron las muestras de fitoplancton para realizar el cultivo experimental de microalgas potenciales para la Acuicultura. Esta investigación presentó diferentes fases, entre ellas, se realizó el reconocimiento de la zona de estudio para la investigación, luego la implementación del invernadero, el preparado de medios nutritivos, composición, cultivo, abundancia y densidad celular número de cél/0,1 ml. Las muestras de fitoplancton se recolectaron con la ayuda de una embarcación, mediante el arrastre superficial con una red de 20µ a una velocidad aproximada de 3 nudos durante 15 minutos en frascos de 150 ml. Se amplió la zona de muestreo hasta Puerto Chicama para incrementar la riqueza fitoplanctónica y por presentar condiciones ambientales semejantes. Las muestras fueron conservadas en la embarcación a 5^0 C con hielo escamado. La lectura se realizó en muestras de 0,1 ml con un microscopio Olympus a 10 y 40 X para determinar la composición, se emplearon las claves taxonómicas de Cupp (1943), Balech (1988) y Fernández (1994) y se registró en una ficha. Para realizar el cultivo de microalgas, el tratamiento del agua de mar se realizó con una gota de azul de metileno por litro, además, se realizó filtración mecánica biológica y finalmente esta agua se mantuvo por siete días con aireación continua y sin luz. Se utilizaron dos estantes de tres niveles (1,5 x 0,4 x1,2 m) para colocar las unidades experimentales. En el cultivo de 2L de microalgas se consideró tres tratamientos con tres replicas y un inóculo plurialgal de 20ml:

T1:TNB-Amino(20N x 20P x 20K) con tres concentraciones (0,5, 1,0 y 1,5 ml y 1, 2 y3 ml).

T2: Heussler- Merino H-M (352 g de urea, 380 g de cloruro de potasio, 110,8 g de superfosfato de calcio y 5 g de limadura de hierro en 50 ml de ácido muriático y cada uno de ellos se aforó a 1000 ml) con tres concentraciones de 10, 20 y 30, ml

T3: Humus, al 10% (50g humus en 500 ml de agua de mar) y 25% (62,5g en 250 ml en agua de mar) con concentraciones (25, 50 y 75 ml y 50, 100 y 150 ml) de extracto líquido de humus.

El cultivo microalgal se realizó en el centro Aquavela S.A.C., en condiciones de invernadero (6 x 4 x 2,4 m) con inóculos plurialgales de acuerdo a lo descrito por López (2015), a temperatura ambiental, con fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad y aireación continua durante 21, 11 y 15 días. Se registraron las especies fitoplanctónicas, abundancia (+=escaso, ++= regular y +++= abundante), número de células por 0,1ml, además de la temperatura, salinidad y pH del medio natural y del cultivo.

Resultados

La composición fitoplanctónica del litoral comprendido entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama presentó tres grupos con nueve diatomeas, un dinoflagelado y un silicoflagelado en mayo 2016, con un total de 11 especies (Tabla 1), predominando *Coscinodiscus centralis*. La temperatura del agua fluctuó entre 18 a 20ºC, el pH con 7,4 a 7,6 y la salinidad fue de 35 ppt. La presencia de *Skeletonema constatum* fue característica para la estación de otoño.

Tabla 1. Composición fitoplanctónica entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama en mayo 2016 para los grupos de diatomeas, dinoflagelados y silicoflagelados

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
Coscinodiscus centralis	*Protoperidinium sp.*	*Distephanus speculum*
Chateoceros decipiens		
Lithodesmium undulatum		
Pleurosigma angulatum		
Odontella aurita		
Cyclotella striata		
Asterionella sp.		
Actinoptychus splendens		
Skeletonema costatum		

Tabla 2. Composición de diatomeas, dinoflagelados y silicoflagelados en junio 2016

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
Coscinodiscus conncinus		
Coscinodiscus wailessi	ausentes	ausentes
Chaetoceros didymum		
Coscinodiscus centralis		
Pleurosigma angulatum		
Lithodesmium undulatum		
Actinocyclus octonarius		
Trachyneis aspera		
Odontella aurita		
Actinoptychus splendens		

En junio 2016, predominaron también las diatomeas (Tabla 2) del género *Coscinodiscus* con 10 especies, a temperaturas que oscilaron entre 16 y 17 ºC, la salinidad fue de 35 ppt y no se presentó variación en el pH.

En julio 2016, la composición del fitoplancton se incrementó a 16 especies con predominancia de las diatomeas circulares y pennadas entre ellas, *Coscinodiscus* y *Pleurosigma* (Tabla 3), la temperatura osciló entre 18 y 20º C, la salinidad fue de 36 ppt y el pH se mantuvo constante.

En setiembre 2016, la composición de microalgas fue de 16 diatomeas (Tabla 4) con predominancia de *Chaetoceros, Thalassiosira y Skeletonema*, la temperatura fluctuó entre 18 y 22ºC

La composición de microalgas en diciembre 2016, estuvo conformada por 12 especies, tres diatomeas y nueve dinoflagelados (Tabla 5). Predominando los géneros de *Protoperidinium* y *Ceratium*. La temperatura se incrementó de 23 a 28 ºC. La salinidad fue de 36 ppt y el pH de 7,4.

Tabla 3. Composición del fitoplancton en julio 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
Coscinodiscus oculus-iridis	ausentes	*Distephanus speculum*
Actinocyclus octonarius		*Dictyocha fibula*
Pleurosigma recta		
Cyclotella stylorum		
Lithodesmium undulatum		
Odontella aurita		
Coscinodiscus asteromphalus		
Actinoptychus splendens		
Pleurosigma sp.		
Pleurosigma formosum		
Actinoptychus senarius		
Cyclotella striata		
Coscinodiscus centralis		
Coscinodiscus radiatus		

Tabla 4. Composición de diatomeas colectadas en setiembre 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
Eucampia zoodiacus Ehrenberg, 1839	ausentes	ausentes
Chaetoceros curvisetum Cleve, 1889		
Chateoceros decipiens Cleve, 1873		
Skeletonema costatum (Greville) Cleve, 1873		
Cyclotella striata (Kützing) Gruman, 1880		
Amphiprora alata (Ehrenberg) Kützing,1844		
Lithodesmium undulatum Ehrenberg, 1839		
Hemiaulus sinensis Greville,1865		
Thalassiosira decipiens (Gruman ex Van Heurok) E.G.Jorgensen,1905		
Thalassiosira rotula Meunier, 1910		
Odontella aurita (Lyngbye) C. Agarder, 1832		
Actinopthycus splendens (Shcdbolt) Ralts, 1861		
Thalassionema nitzchioides (Gruman) Mereschkowsky, 1902		
Detonula pumila (Castracane) Gran, 1900		
Lauderia borealis Gran, 1900		
Stephanopyxis turris (Greville) Ralfs, 1861		

Tabla 5. Composición de diatomeas y dinoflagelados en diciembre 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
Skeletonema costatum	*Protoperidinium elegans*	ausentes
Amphiprora alata	*Ceratium tripos*	
Coscinodiscus concinus	*Protoperidinium excentricum*	
	Ceratium fusus	
	Protoperidinium depressum	
	Protoperidinium claudicans	
	Ceratium furca	
	Ceratium dens	
	Protoperidinium oceanicum	

En el ecosistema del área muestreada la composición microalgal estuvo conformada generalmente por el predominio de diatomeas con un rango entre 10 y 16 especies con mayor abundancia de éstas para julio y setiembre 2016.

En setiembre 2016, se inició el cultivo con el medio nutritivo TNB-Amino (T1) de 0,5 ml se obtuvieron *Skeletonema costatum, Amphiprora alata y Chaetoceros socialis*, al incrementar a 1ml con este fertilizante el cultivo se contaminó de protozoarios y a concentración de 1,5 ml se desarrollaron *A. alata y S. costatum* (Tabla 6).

Tabla 6. Cultivo y abundancia de microalgas con el tratamiento 1 de TNB-Amino (20-20-20) a diferentes concentraciones (0,5; 1,0 y 1,5 ml).

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
TNB-AMINO 0,5 ml	*Skeletonema costatum*	++
	Amphiprora alata	+
	Chaetoceros socialis	+
TNB-AMINO 1,0 ml	*Protozoarios*	++
	Protozoarios	++
TNB-AMINO 1,5 ml	*Amphiprora alata*	+
	Skeletonema costatum	+

Tabla 7. Cultivo y abundancia de microalgas con inóculo plurialgal, utilizando el tratamiento 3 de Humus al 10 % a las concentraciones de 25, 50 y 75 ml, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
Humus 25 ml	*Skeletonema costatum*	+
	Amphiprora alata	+
	Protoperidinum minutum	+
Humus 50ml	*Skeletonema costatum*	++
	Amphiprora alata	+
Humus 75ml	*Amphiprora alata*	+
	Skeletonema costatum	++

El cultivo experimental se realizó con la muestra plurialgal de 16 especies de diatomeas correspondiente a setiembre 2016; a los 21 días se obtuvo tres microalgas con Humus al 10% en concentraciones de 25 ml y en 50 y 75 ml de Humus (T3) sólo se obtuvo *Skeletonema costatum y Amphiprora alata;* en cuanto a la abundancia siempre predominó *S. costatum* (Tabla, 7).

En diciembre 2016, con el Tratamiento 2, Heussler-Merino (H-M) se obtuvo en las tres concentraciones la diatomea *Coscinodiscus concinus* con mayor abundancia en 20 ml (Tabla 8)

Tabla 8. Cultivo y abundancia de microalgas marinas con inóculo plurialgal, utilizando el tratamiento 2 de Heussler-Merino a las concentraciones de 10, 20 y 30 ml, en 15 días, diciembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
H-M (T2) 10 ml	*Coscinodiscus concinus*	++
	Protozoarios	+
H-M (T2) 20 ml	*Coscinodiscus concinus*	+++
H-M (T2)30 ml	*Coscinodiscus concinus*	++

Tabla 9. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con una concentración de 50 ml en 11 días de cultivo para 2 L, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1ml	*Skeletonema costatum*	12 cadenas 2 a 3 células
	Amphiprora alata	26
	Actinocyclus sp.	1
	Lithodesmiun undulatum	2
Humus (T3) 50 ml	*Skeletonema costatum*	1065 cadenas 2 a 7 células
	Amphiprora alata	11
	Chaetoceros lorenzianus	1
	Odontella aurita	1
	Actinocyclus sp.	5
	Lithodesmiun undulatum	11
	Pleurosigma sp.	1

En el cultivo de las microalgas, la temperatura se incrementó en +2ºC, el pH se mantuvo constante entre 7,4 a 7,6 y la salinidad se incrementó entre 2 a 3 ppt para cada mes.

En 11 días de cultivo, con el T1 de 1 ml se obtuvieron cuatro especies de diatomeas con mayor predominio de *Amphiprora alata* (26 cél/0,1 ml) para setiembre. Luego con 25 ml de T3 (Humus al 25 %) se obtuvieron *Chaetoceros decipiens, Skeletonema costatum y Amphiprora alata.* Al incrementar la concentración a 50 ml se obtuvo una dominancia de 1065 cadenas con 2 a 7 células de *Skeletonema costatum* y se incrementaron a siete las especies con un rango entre 1 y 11 cél/0,1 ml (Tabla 9).

En los cultivos de microalgas de 15 días con T1 se obtuvieron entre dos y cuatro especies de diatomeas y en el T3 entre cuatro y cinco diatomeas. En cuanto a la especie y número predominó *Skeletonema costatum* con 3190 cadenas de 3 a 7 células/0,1 ml para el TNB-Amino de 1,5 ml mientras que con Humus-25% a una concentración de 25 ml se obtuvieron 1584 cadenas de 3 células/0,1 ml. La segunda especie *Amphiprora alata* fue más abundante con el T1 de 1,5 ml con 408

Tabla 10. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con tres concentraciones en 15 días de cultivo para 2 L, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 0,5 ml	*Skeletonema costatum*	207 cadenas 3 células
	Amphiprora alata	59
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	*Skeletonema costatum*	12 cadenas 3 a 7 células
	Amphiprora alata	26
	Actinoptycus sp.	1
	Lithodesmiun undulatum	2
TNB-Amino (T1) 1,5 ml	*Skeletonema costatum*	3190 cadenas con 2 a 7 células
	Amphiprora alata	408*
	Pleurosigma sp.	1
	Thalassionema nitzchioides	1 cadena con 7 células
Humus (T3-25%) 25 ml	*Skeletonema costatum*	1584 cadenas con 3 células*
	Amphiprora alata	217*
	Trachyneis aspera	1
	Actinopticus splendens	1
	Lithodesmiun undulatum	2
Humus (T3-25%) 50 ml	*Skeletonema costatum*	1054 cadenas 3 a 7 células
	Amphiprora alata	11
	Actinoptycus splendens	5
	Lithodesmiun undulatum	11
	Pleurosigma sp.	1
Humus (T3-25%) 75 ml	*Skeletonema costatum*	305 cadenas 3 a 7 células
	Amphiprora alata	38
	Coscinodiscus sp.	1
	Pleurosigma sp.	1

Células en división (*)

células mientras que con el T3 de 25 ml de Humus se obtuvo 217 células (Tabla 10).

En el cultivo de las microalgas se encontraron a *Skeletonema costatum y Amphiprora alata* que respondieron al tratamiento 1 de TNB-Amino y al Tratamiento 3 de Humus-25 % de 25 y 50 ml. En el cultivo de las microalgas realizado en octubre con el doble de las concentraciones de los medios nutritivos se obtuvo *Skeletonema costatum y Amphiprora alata* con 501 cadenas de 3 células con 150 ml Humus y 188 *A. alata* con TNB-Amino de 3,0 ml respectivamente, fue importante destacar que con 50 ml de Humus sólo se obtuvo *S. costatum* con 266 cadenas (Tabla 11).

En noviembre, con 11 días de cultivo a doble concentración se obtuvo, 230 cadenas con 3 células/0,1 ml de *S. costatum* con TNB-Amino de 1 ml y, de 697 cadenas con 3 células/0,1ml con Humus (25%) a concentración de 100ml, en el caso de *A. alata* se obtuvieron 189 cél/0,1 ml con TNB-Amino de 2 ml (Tabla 12), el cultivo se contaminó con protozoarios.

Tabla 11. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con Concentraciones dobles en 11 días de cultivo para 2 L, en octubre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	*Skeletonema costatum*	61 cadenas 3 células
	Amphiprora alata	4
TNB-Amino (T1) 2,0 ml	*Amphiprora alata*	69
	Skeletonema costatum	15 cadenas con 3 células
TNB-Amino (T1) 3,0 ml	*Skeletonema costatum*	59 cadenas 3 células
	Amphiprora alata	118
Humus (T3-25%) 50 ml	*Skeletonema costatum*	266 cadenas con 3 células
Humus (T3-25%) 100 ml	*Skeletonema costatum*	347 cadenas
	Amphiprora alata	2
Humus (T3-25%) 150 ml	*Skeletonema costatum*	501 cadenas
	Pleurosigma sp.	1

Tabla 12. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con concentraciones dobles en 11 días para 2 L, en noviembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	*Skeletonema costatum*	230 cadenas con 3 células
	Amphiprora alata	101
	protozoarios	
TNB-Amino (T1) 2,0 ml	*Amphiprora alata*	189
	Skeletonema costatum	102 cadenas con 3 células
TNB-Amino (T1) 3,0 ml	*Skeletonema costatum*	82
	Amphiprora alata	39
Humus (T3-25%) 50 ml	*Skeletonema costatum*	566 células de 3 a 6 células
	Amphiprora alata	18
	Thalassiosira sp.	1
	protozoarios	
Humus (T3-25%) 100 ml	*Skeletonema costatum*	697cadenas con 3 células
	Amphiprora alata	6
	protozoarios	
Humus (T3-25%) 150 ml	*Skeletonema costatum*	138 cadenas con 3 células
	protozoarios	

Discusión

En la investigación, la composición fitoplanctónica del litoral comprendida entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama estuvo conformada por la predominancia de las diatomeas, con un máximo de 16 especies, destacando los géneros *Coscinodiscus, Pleurosigma, Chaetoceros, Thalassiosira* y *Skeletonema* a temperaturas de 16 a 22 ºC, salinidades de 35 y 36 ppt y pH 7,4 a 7,6 a excepción de diciembre con

mayor presencia de los dinoflagelados *Protoperidinium* y *Ceratium* a temperaturas entre 18 a 28ºC. La abundancia de diatomeas en el litoral de Perú coincide con Delgado *et al*. (1999) quienes reportan 107 especies para las zonas de Chicama a Chimbote, Sánchez (2000) indica que en años normales y La Niña predominan especies pequeñas y endémicas a temperaturas de 14,0 y 15,5 ºC por el sistema de afloramiento y Arellano *et al*. (2006) reportan 32 especies para Lima, quienes mencionan que es característico destacar la abundancia de *Skeletonema costatum*.

Por su parte, Ochoa & Tarazona (2003) señalan que en Bahía Independencia (Pisco), la comunidad fitoplanctónica colectada se realizó entre 15,4 y 17,2 ºC en marzo-abril predominando *Skeletonema costatum, y Thalassiosira nitzchioides* caracterizadas en sucesiones donde se establece el mismo orden de aparición, con 68 diatomeas, 38 dinoflagelados, 2 cocolitoforidos, 2 silicoflagelados y 4 microflagelados, son aguas altamente productivas con fitoplancton típico de afloramiento costero y baja diversidad.

El cultivo de las microalgas con T1 y T3 permitió el crecimiento de *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata*, mientras que con el T2 se desarrolló *Coscinodiscus concinus*. Se encontró un efecto directo entre los días de cultivo y el número de especies, ya que de 16 de éstas, se obtuvieron cultivos mayormente con dos especies, tal vez, esto ocurrió por la competencia de las microalgas por nutrientes o efectos alelopáticos como reportan Yamasaki *et al*. (2010) que sucede cuando está presente *Skeletonema costatum*. Además, Romo (2002) menciona que en los cultivos el crecimiento de las microalgas se rige por la ley del mínimo, lo que se convierte en factor limitante del crecimiento, por lo que, recomienda que se tengan en cuenta las condiciones óptimas y los límites de tolerancia, en cuanto a la temperatura no debe sobrepasar de 16 a 27ºC y en relación a la salinidad de 30 a 35 ppt características fisicoquímicas que se tuvieron en cuenta en la investigación. Las cepas comerciales son homogéneas y garantizan la pureza de las microalgas, mientras las que se trabajan en el medio natural presentan mayor diversidad en su composición, lo que dificulta el aislamiento aunque el cultivo monoalgal no brindaría los nutrientes como un cultivo mixto.

Al respecto, Gómez *et al*. (2011) realizan un cultivo polialgal con *Chaetoceros gracilis, Chlorella* sp. y *Tretaselmis chuii* con medios nutritivos no convencionales como gallinaza, melaza y organina obteniendo mayor crecimiento con gallinaza con 1,5 x 10^7 cél/ml con clorofila a y carotenos de 2,53 y 1,06 µg/L. Además, indican que para obtener grandes volúmenes de microalgas se realizan esfuerzos por usar fertilizantes de bajo costo con altas concentraciones celulares en lo que se coincide por ser un factor de producción.

La producción algal en policultivo presenta la interacción de dos o más especies en su tasa de crecimiento, y las características de las condiciones de cultivo. Esto se presentó en la investigación cuando se utilizó inóculos plurialgales desarrollándose entre cuatro a dos especies, destacando *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata*. Otras investigaciones, como la de Piña *et al*. (2007) reportan que usaron Nutrilake (15%N) y urea para el cultivo de cuatro especies de microalgas como *Chaetoceros muelleri, Thalassiosira weissflogii, Isochrysis sp*. y *Tetraselmis suecica*, lo que indica que necesita como nutriente al nitrógeno de los nitratos y la urea. Además, el porcentaje del nitrógeno en el TNB-Amino era de 20%, esto favoreció

el cultivo al obtener 3190 cadenas de *S. costatum* con 3 a 7 cél/0,1ml y 408 cél/0,1 ml de *A. alata* a una concentración de 1,5 ml de T1 en 15 días de cultivo mientras que con T3 al 25% y 25 ml se obtuvieron 1584 cadenas con 3 cél/ 0,1 ml y 217 cél/0,1 ml de *A.alata*. Al doblar las concentraciones las densidades obtenidas en ambas microalgas disminuyeron y representaron entre el 10 al 30 %. Hackbart (2011) reporta que *S. costatum* es una microalga cosmopolita en regiones costeras alrededor del mundo y que se caracteriza porque sus células son cilíndricas de 2-21µ unidas en largas cadenas formando colonias permanentes y se le considera la diatomea más importante en la alimentación de crustáceos y de larvas de invertebrados, además de ser indicadora de eutroficación. Aunque se cultivó con f/2 Guillard al 75 y 50%, salinidades entre 30 y 25 ppt y temperatura 20± 2 y fotoperiodo de 12:12 desarrollan 200 células en 1 ml mientras que en esta investigación se obtuvo 3190 cadenas con 0,1 ml. Khan *et al*. (1998) reportan que las condiciones de cultivo de *S. costatum* con medio Provasoli para obtener su óptimo crecimiento utilizan salinidades de 20 a 35 ppt, a temperatura de 20 a 25 ºC, con intensidad de luz de 80-120 µE m^{-2} sec^{-1}, y pH entre 7,5 y 8,0. Santhosh &Ashok (2014) al experimentar con f/2 Guillard a temperatura de 20 ºC, y salinidad de 30 ppt obtiene una densidad de 21 $x10^3$ /ml en la fase logarítmica y el promedio de la densidad de células fue de 328 $x10^3$/ ml el máximo crecimiento se logró entre los 4 a 6 días, a los nueve días aparece el color marrón oscuro característica que coincidió con nuestra investigación.

En los cultivos semicontinuos de 16 días con tasas de renovación del 30 % diarios con medio algal y Humus a una temperatura de 25 ºC y salinidad de 37 ppt, Vásquez *et al*. (2010) determinan un crecimiento para *Skeletonema costatum* de 11,73 y 2,66 x 10^6 célmL^{-1} con 45,2 % de proteínas y 14,39% de lípidos además de la presencia de ácido Eicosapentanoico (20:5n-3) por lo cual concluyen, que es un alimento adecuado para bivalvos y crustáceos.

Pérez (1995) indica que *Thalassiosira subtilis, Skeletonema costatum* y *Chaetoceros affinis* se pueden cultivar con medios nutritivos Mathiensen, Thorner y Guillard y se usaron en la alimentación de *Artemia salina* y larvas de camarón *Penaeus vannamei* y de filtradores como la ostra. Con estos medios nutritivos *S. costatum* presentó un ciclo de 11 días con 13 horas y sobrevivencia del 100%, que sus características biológicas de tener cadenas largas usualmente rectas la caracteriza como diatomeas neríticas ampliamente distribuidas en todos los mares con mayor abundancia de febrero a abril. Al comparar con esta investigación, *S. costatum* se desarrolló en condiciones fisicoquímica similares a las de Khan *et al*. (1998), sin embargo, estas condiciones de temperatura y salinidad tiene rangos más amplios, lo que permite indicar que es una diatomea euritérmica y eurihalina y ofrece más ventajas para su cultivo. Con respecto a *Amphiprora alata,* es otra diatomea que desarrolló en menor densidad, pero, que siempre está presente, lo mismo sucede en las pozas de los peneidos que desarrollan e igualmente sirven como alimento. Chow (2000) reporta que la comunidad del fitoplancton en las pozas de crianza de *Litopenaeus vannamei* encuentran 19 Bacillariophytas entre ellas figura *Amphiprora alata, Chaetoceros, Gyrosigma, Navicula* y *Melosira* importantes en la alimentación de este crustáceo. Todo lo contrario sucedió con el tratamiento 2 (Heussler-Merino) que en el cultivo se obtuvo *Coscinodiscus concinus* y no se desarrollaron *S. costatum* y *A. alata*, un factor

decisivo fue el incremento de temperatura a + 7ºC y la concentración de la salinidad, además, la composición fitoplanctónica para diciembre 2016 fue de 9 dinoflagelados y 3 diatomeas lo que indicaba anomalías térmicas positivas de un evento climático El Niño. Cabe resaltar, que utilizando medios nutritivos de bajo costo y cultivos plurialgales, se incrementa la oferta de proteínas y ácidos grasos poli insaturados lo cual permite más ventajas nutritivas para el crecimiento, reproducción y supervivencia de las especies en acuicultura.

Conclusiones

El cultivo experimental de las microalgas marinas del litoral entre Puerto Salaverry y Chicama con los tratamientos T1 (TNB-AMINO 20N, 20P y 20K) y T3 (Humus) desarrollaron las diatomeas *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* en condiciones de 16 y 22 ºC, con salinidad de 35 a 36 ppt, pH entre 7,4 a 7,6 y fotoperiodo de 12:12 que se utilizan como alimento para las larvas de crustáceos en la acuicultura.

Agradecimientos

Nuestro especial agradecimiento al especialista en microalgas Dr. Manuel Alejandro Fernández Honores, profesor de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo, por su colaboración en la confirmación de las especies del fitoplancton marino en esta investigación.

Contribución de los autores

A. Z.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción. M. D.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción, F. D.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción, G. V.: Ejecución, procesamiento de información, redacción, K. V.: Composición, cultivo, Ejecución, procesamiento de información, M. L.: Preparación de medios nutritivos, Ejecución, procesamiento de información, J. C.: Preparación de medios nutritivos, ejecución, procesamiento de información, J. C.: Recolección de muestra, composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Alayo, E. 2012. Crecimiento poblacional y nivel proteico de *Arthrospira jenneri* "espirulina" en base a residuos de pescado. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.

Almaguer, Y.; E. Alfonso & S. Leal. 2004. Aislamiento y cultivo de dos especies de diatomeas bentónicas. Rev. Invest. Mar. 25(1):57-64.

Arellano, C.; N. Becerra; M. Jara; M. La Torre & H. Yucra. 2006. Fitoplancton de la playa Los Pescadores, Chorrillos, Lima, Perú, invierno 2005. Biologist (Lima). 4 (2):9-11.

Balech, E. 1988. Los dinoflagelados del Atlántico Sudoccidental. Publicación Especial del Instituto Español Oceanográfico. 310 pp.

Bianchini, R.; S. Ohse; M. Villela; S. Matos & R. Fetl. 2006. Microalgas productos e aplicaçoes. Ciencia Rural Santa María 36(6):1959-1967. ISSN0103-8478 [acceso:22/3/2017]. Disponible en: www.scielo.br/pdf/cr/v36n6/a50v36n6.pdf.

Briceño, J. 2012. Crecimiento poblacional y contenido lipídico de *Tetraselmis suecica* con un medio nutritivo en base a residuos de pescado. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.

Cisneros, R. 2012. Crecimiento poblacional del rotífero nativo Brachionus sp. "cayman" al evaluar diferentes microalgas como alimento. Revista Cubana De Investigaciones Pesqueras. Enero-diciembre 2012. 29(1):18-23- ISSN0138- 8452. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: www.oceandocs.org/bitstream/handle/18345718/Rosario%20 isne

rospdf?sequence=1&isallowed=y.

Chow, N. 2000. Fitoplancton y productividad primaria en sistemas de cultivo extensivo tecnificados de camarones del género *Litopenaeus*. Estudios en Medio Ambiente. CIEMA_UNI, Centro de Investigaciones. Universidad Nacional de Ingeniería. Managua, Nicaragua. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: http://www.bvsde.org.ni/Web_textos/CIRA/Cira0025/0025%202000% 20Chow,%20Ninoska ,%20 Fitoplancton%20y%20Productividad%20 Primaria%20en%20%20de% 20Cultivo%20de%20 Camarone s%20Litopenaeus.pdf.

Cupp, E. 1943. Marine plankton diatoms of the West Coast of North America. Bole tin of the Scripps Institution of Oceanographic 5(1):1-238. (access9/2/2017). In scholarship. org/uc/ítem/922945w8#page-241.

Delgado, E. & F. Chang. 2005. Fitoplancton del mar peruano a fines de invierno 2005. Inf. Inst. Mar del Perú. 35 (2):153-157.

Delgado, E.; F. Chang; P. Villanueva & C. Fernández. 2000. Fitoplancton en el invierno 1999 en un área seleccionada (7-9°S). Crucero José Olaya Balandra 9908-09. Inf. Inst. Mar Perú (154):23-41.

Fernández, A. 1994. Fitoplancton Pacífico, Tropical-Templado. Profesor de Botánica. Dpto. Ciencias Biológicas Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo, Perú.43 p y XXXII láminas.

Gómez, O.; R. Rodríguez & S. Subero. 2011. Cultivo polialgal (*Chaetoceros Gracilis Chlorella* sp. y *Tretaselmis chuii*) en medios nutritivos no convencionales. SABER. Revista Multidisciplinaria del Consejo de Investigaciones de la Universidad de Oriente de enero a junio 23(1): 84-90. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=427739445013.

Hackbart, D. 2011. Avaliação qualitativa dos acidos graxos produzidos pela diatomácea Skeletonema costatum em diferentes condiçoes de cultivo. Curso Oceanografía. Grado de Oceanógrafo. Universidade Do Vale do Itajai. Centro de Ciencias Tecnológicas da Terra e do Mar. [acceso:22/3/2017] Disponible en: http://siaibib01.univali.br/pdf/Debora%20Hackbart%20Conde.pdf

Hernández, A. & J. Labbé. 2014. Microalgas, cultivos y beneficios. Revista de Biología Marina y Oceanografía. 49(2):157-173.

Khan, S.; M. Haque; O. Arakawa & Y. Onoue.1998. Physiological observations on a diatom *Skeletonema* costatum (Greville) Cleve. Bangladesh Fish. Res. 2(2): 109-118.

López, M. 2015. Aislamiento y cultivo de tres especies de microalgas Chlorophyta con potencial para la alimentación de peces amazónicos. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.

López, J.; N. García; L. Jiménez & N. Huerta. 2009. Crecimiento de la diatomea *Thalassiosira pseudonana* en cultivos estáticos con iluminación continua y fotoperiodo a diferente salinidad. BIOtecnia XI (1):11-18.

Medina, C. & B. Cordero. 1999. Crecimiento y composición bioquímica de la diatomea *Chaetoceros muelleri* Lemmerman mantenida en cultivo estático con un medio comercial. Ciencia y Mar. p.19-25.

Nodar, R.; G. Delgado & Y. Almaguer. 2004. Efecto de cinco tipos de productos zeolíticos sobre el crecimiento de la microalga marina *Nannochloropsisi gaditana*. Rev. Invest. Mar. 25(3): 241-244.

Ochoa, N. & J. Tarazona. 2003. Variabilidad temporal de pequeña escala en el fitoplancton de Bahía Independencia. Pisco, Perú. Revista Peruana de Biología. ISSN 1727-9933. 10(1): 59-66. [22/3/2017]. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v10n1/v10n1a07.pdf

Pérez, D. 1995. Cultivo experimental de las diatomeas *Thalassiosira subtilis*, *Skeletonema costatum* y *Chaetoceros affinis* en condiciones de laboratorio para fines de Acuicultura. Tesis de Grado de Maestro en Ciencias con Especialidad en Acuicultura. Facultad de Ciencias Marinas. Universidad de Colima. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: digestvcol.mx./tesisposgrado/pdf/Pdonaciano.pdf

Piña, P.; M. Medina; M. Nieves; S. Leal; J. López & M. Guerrero. 2007. Cultivo de cuatro especies de microalgas con diferentes fertilizantes utilizados en Acuicultura. Rev. Invest. Mar. 28(3): 225-236.

Romo, A. 2002. Manual para el cultivo de microalgas. Memoria Técnica de un Trabajo Profesional. Requisito para optar el Título de Biólogo Marino. Departamento de Biología Marina. Área Interdisciplinaria de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Baja California Sur. 65 pp.

Sánchez, S. 1996. La comunidad fitoplanctónica en el área de Tambo de Mora a Paita, agosto-setiembre 1995. Inf. Inst. Mar Perú (119):55-69.

Sánchez, S. 2000. Variación estacional e interanual de la biomasa fitoplanctónica y Concentraciones de clorofila A, frente a la costa peruana durante 1976-

2000. Bol. Inst. Mar Perú, 19 (1-2):29-43.

Santhosh, C. & V. Ashok. 2014. Culture of the phytoplankton *Skeletonema costatum*, Cleve, 1873. Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci (2014) 3(11) 129-136. [acceso:22/3/2017]. Disponible en : http://www.ijcmas.com

Vásquez, A.; M. Guevara; M. González; N. Lemus & B. Arredondo. 2010.Crecimiento y Composición Bioquímica de *Skeletonema costatum* (GREVILLE, 1866) CLEVE, 1878 (HETEROKONTOPHYTA: BACILLARIOPHYCEAE) en función de la irradiancia y del medio de cultivo. Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. 22 (2): 149-159. [acceso:22/3/2017]. Disponible en : http://ri.bib.udo.edu.ve/bitstream/123456789/3508/1/%5B18%5D-Vol_22-Nro_2-2010-236-697-1-SM.pdf

Yamasaki, Y.; Y. Ohmichi; T. Shikata; M. Hirose; Y. Shimasaki; Y. Oshima & T. Honjo. 2010. Species-Specific Allelopathic effects of the Diatom *Skeletonema Costatum*. An International Journal of Marine Sciences Thalassas, 27 (1): 21-32.

Zafra, A.; J. Merino; F. Gonzales, E. Alayo; J. Briceño; E. Rosas; J. Castro & K. Vela. 2013.Cultivo experimental de *Arthrospira jenneri* "espirulina" con medio nutritivo de residuos de pescado, Trujillo-La Libertad. REBIOL 33(2):84-89.

Arnaldoa 24 (2): 583 - 598, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24210
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Acumulación de metales pesados en *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) y *Myriophyllum quitense* Kunth (Haloragaceae) evaluadas en cuatro humedales altoandinos del Perú

Accumulation of heavy metals in *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) and *Myriophyllum quitense* Kunth (Haloragaceae) evaluated in four high Andean wetlands of Peru

Enoc Jara-Peña & José Gómez C.

Laboratorio de Fitología Aplicada, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Ciudad Universitaria, Av. Venezuela 3400, Apdo. 11-0058, Lima 1, PERÚ. Departamento de Simbiosis Vegetal, Museo de Historia Natural, UNMSM, Av. Arenales 1256, Apdo. 14-0434, Lima 14, PERÚ. Instituto de investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi, Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Av. Venezuela 3400, Lima 1, PERÚ.

ejarap@unmsm.edu.pe/jgomezc@unmsm.edu.pe

Haydeé Montoya T.

Departamento de Simbiosis Vegetal, Museo de Historia Natural, UNMSM, Av. Arenales 1256, Apdo 14-0434, Lima 14, PERÚ. Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi, Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Av. Venezuela 3400, Apdo. 11-0058, Lima 1, PERÚ.

haydmon@yahoo.com

Tito Sánchez & Liliana Tapia

Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi, Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Av. Venezuela 3400, Apdo. 11-0058, Lima 1, PERÚ.

bioambiente@hotmail.com/ltapiau@unmsm.edu.pe

Noema Cano & Abigail Dextre

Laboratorio de Fitología Aplicada, Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Av. Venezuela 3400, Apdo. 11-0058, Lima 1, PERÚ.

noemacano@hotmail.com/abigaildextre@gmail.com



Recibido: 10-IX-2017; aceptado: 22-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

En el Perú, las causas principales de la contaminación del agua son originadas principalmente por la industria, la minería y la agricultura. Los ambientes acuáticos son los más afectados, con la pérdida de especies vegetales y de su biodiversidad. Uno de los ecosistemas acuáticos más vulnerables son los humedales altoandinos debido a la contaminación por metales pesados. El estudio fue realizado en las lagunas de Yanamate y Quiulacocha (región Pasco), Ticticocha y Yuracmayo (región Lima), en el centro del Perú. En *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense*, se encontró una mayor acumulación de metales pesados en los tejidos de las raíces que en la biomasa aérea, por consiguiente, estas especies serían consideradas como fitoestabilizadoras de metales pesados. La mayor acumulación de cadmio (7,93 mg kg^{-1} materia seca) fueron obtenidas en las raíces de *C. rigida* procedente de la laguna Yuracmayo. Una mayor acumulación de cobre (96,43 mg kg^{-1} MS) fue registrada en *C. rigida* de la laguna Quiulacocha. Las mayores concentración de plomo (160,15 mg kg^{-1} MS) y de zinc (597,40 mg kg^{-1} MS) fueron obtenidos en las raíces de *C. rigida* de la laguna Yanamate. *M. quitense* fue registrada solamente en la laguna Ticticocha y en sus tejidos se obtuvieron los menores valores de acumulación de cadmio, cobre, plomo y zinc en comparación con *C. rigida*, y se considera como una especie bioindicadora de contaminación del agua con metales pesados. Las concentraciones de cadmio, cobre, plomo y zinc en el agua y en los sedimentos de las lagunas superaron ampliamente los estándares ambientales nacionales de calidad de agua.

Palabras clave: lagunas altoandinas, macrófitas, fitorremediación, aguas ácidas, fitoestabilización de metales, Andes peruanos.

Abstract

In Peru, water pollution is mainly caused by activities related to industry, mining and agriculture. Aquatic environments are the most affected, with loss of plant species and its biodiversity, and among them, high Andean wetlands are one of the most vulnerable aquatic ecosystems due to contamination by heavy metals. This study was conducted in Yanamate and Quiulacocha lagoons (Pasco Region), and Ticticocha and Yuracmayo lagoons (Lima Region), in central Peru. Two species (*Calamagrostis rigida* and *Myriophylum quitense*) concentrated higher quantities of heavy metals in the root tissues than in the aerial biomass, therefore, these two would be considered as heavy metals phytostabilizer species. The highest cadmium accumulation (7.93 mg kg^{-1} dry matter) was registered in *C. rigida* roots from the Yuracmayo Lagoon. Meanwhile, the major copper accumulation (96.43 mg kg^{-1} DM) was registered in *C. rigida* from Quiulacocha Lagoon. However, the highest concentrations of lead (160.15 mg kg^{-1} DM) and zinc (597.40 mg kg^{-1} DM) were registered in *C. rigida* roots from Yanamate Lagoon. Finally, the species *M. quitense* was registered only in the Ticticocha Lagoon and concentrated the lowest values of cadmium, copper, lead and zinc in comparison to *C. rigida*, and could be considered as a bioindicator of water pollution by heavy metals. Regular concentrations of cadmium, copper, lead and zinc in the water and sediments of the four lagoons widely exceeded the national environmental standards of water quality.

Keywords: high Andean lagoons, macrophytes, phytoremediation, acid waters, phytostabilization of metals, Peruvian Andes.

Citación: Jara-Peña, E. *et al.* 2017. Acumulación de metales pesados en *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) y *Myriophyllum quitense* Kunth (Haloragaceae) evaluadas en cuatro humedales altoandinos del Perú. Arnaldoa 24(2): 583-598. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24210

Introducción

Calamagrostis rigida (Kunth) Trin. ex Steud, es una especie herbácea de la familia poácea distribuida en las regiones de Ancash, Cuzco, Huánuco, Huancavelica, Junín, Lima, Puno (Brako & Zarucchi, 1993). Roque y Ramírez (2008) señalaron que esta especie fue registrada en la laguna de Parinacochas (Ayacucho) y alrededores y está asociada a la vegetación de matorrales, pajonal con arbustos y es un componente de vegetación de pajonal de pampa. Asimismo, Cano *et al.* (2010) en el trabajo realizado de flora y vegetación de suelos crioturbados y hábitats asociados en la Cordillera Blanca de Ancash señalan que *C. rigida* fue registrada como integrante de la vegetación asociada de páramo y de roquedales húmedos. *Myriophyllum quitense* Kunth. Es una especie herbácea acuática sumergida cosmopolita, en el Perú se encuentra en lagunas y riachuelos altoandinos, entre los 2700 a 4500 metros sobre el nivel del mar (León, 1993). Está distribuida en las regiones de Ancash, Cuzco, Junín, Lima, Loreto y Puno (Brako & Zarucchi, 1993). Por otra parte, Flores *et al.* (2005) al estudiar la diversidad florística asociada a las lagunas andinas de Pomacocha y Habascocha de Junín, Perú, dieron a conocer que *M. aquaticum* forma parte de la comunidad de hierbas sumergidas. Por su parte Roque y Ramírez (2008) señalaron que esta especie fue registrada como un componente de la comunidad de hidrófitas en la laguna de Parinacochas, en Ayacucho (Perú).

Por otro lado, la Convención Ramsar (2006) define a los humedales como zonas donde el agua es el principal factor controlador del medio y la vida vegetal y animal asociada a él. Los humedales se dan donde la capa freática se halla en la superficie terrestre o cerca de ella o donde la tierra está cubierta por aguas poco profundas, y que albergan comunidades biológicas características que proveen servicios ecosistémicos. En el Perú tenemos a los humedales costeros, andinos y amazónicos. Los humedales andinos, están formados por lagos, lagunas, bofedales, manantiales, puquios, turberas, humedales de paramos y kársticos andinos (MINAM, 2015). Es necesario indicar, que los humedales altoandinos son ecosistemas de gran fragilidad asociada a causas naturales como el cambio climático, las sequías prolongadas en la puna y a la intervención humana, como en los casos de la agricultura no sostenible, el pastoreo excesivo y la minería a cielo abierto. Muchos humedales de montaña se están perdiendo de manera acelerada, sobre todo, por mal manejo y desconocimiento de su importancia económica y ecológica (WWF, 2005). Por consiguiente, los humedales tiene un rol preponderante en la preservación de la calidad ambiental debido a su alta capacidad de retención y / o a la inactivación de sustancias nocivas (González-Alcaraz *et al.*, 2014). En contraste, la contaminación ambiental específicamente como la del agua es un problema alarmante tanto en los países desarrollados como en los países en vías desarrollo. La contaminación de los recursos hídricos por metales pesados es un problema crítico que afecta en forma negativa a los seres humanos, las plantas y a los animales (Rezania *et al.*, 2016). Se conoce que la contaminación de los ecosistemas acuáticos por los metales es uno de los problemas de contaminación más difíciles de controlar debido a la toxicidad, a su abundancia, su persistencia y debido a la bioacumulación de los metales en los tejidos de los organismos acuáticos (Fu *et al.*, 2014). Entre los principales contaminantes del agua, están los metales pesados que son peligrosos y porque son persistentes

y tienen la tendencia de acumularse en los sedimentos y en los tejidos de los organismos vivos. Se denomina metales pesados aquellos elementos sin función biológica conocida, cuya presencia en determinadas cantidades en los seres vivos afectan las funciones vitales de los organismos, entre ellos, mercurio, plata, cadmio y plomo. Pueden resultar muy tóxicos, no son biodegradables y algunos se acumulan en los organismos vivos. En este sentido, su biodisponibilidad (capacidad para atravesar libremente la membrana celular de un organismo desde el medio) está relacionada de manera directa a su toxicidad potencial (Fichet *et al.*, 1999). Los metales como el mercurio, el cadmio, el níquel, el plomo, el cobre, el zinc y el cromo son altamente tóxicos tanto en su forma elemental como en forma de sal soluble, su presencia en la atmósfera, el suelo y el agua, incluso como trazas, pueden causar graves problemas en la salud de los animales y las plantas (Jadia & Fulekar, 2009). En general, los pasivos mineros abandonadas han producido enormes cantidades de residuos que contienen minerales de baja ley y relaves de mina en varias regiones del mundo (Pérez-Sirvent *et al.*, 2017), las aguas residuales ácidas de mina, generalmente contienen sulfuros residuales y típicamente dan lugar a la formación del drenaje ácido de mina (DAM). En la región central del Perú desde hace décadas atrás muchos humedales altos andinos han sido utilizados como depósitos de aguas ácidas como el caso de las lagunas de Quiulacocha y Yanamate en la región de Pasco. El desborde y la evaporación del drenaje ácido de las minas puede contaminar seriamente los suelos, afectar la calidad del agua y contaminar los ambientes debido al pH ácido y a las altas concentraciones de metales pesados y otros elementos tóxicos (Pérez-Sirvent *et al.*, 2017). Por otra parte, los contaminantes orgánicos e inorgánicos se pueden retirar tanto del suelo como del agua mediante la biorremediación, es un "tratamiento que utiliza a los organismos naturales para convertir las sustancias peligrosas en sustancias menos tóxicas o no tóxicas", que incluye la bioacumulación, la biosorción y la fitorremediación (Vijayaraghavan & Balasubramanian, 2015). La fitorremediación (phyto significa planta y remedio que significa limpiar) que consiste en el uso natural y directo de las plantas verdes para lograr la absorción de los contaminantes a través de las raíces y la translocación a las hojas y los tallos de la planta (Sharma, *et al.*, 2015). Facilitando la remoción de los contaminantes orgánicos y/ o inorgánicos (metales, pesticidas, contaminantes orgánicos persistentes, entre otros) (Bhatia & Goyal, 2014). Las especies de vegetales que van ser utilizadas en la fitorremediación deben ser preferentemente especies nativas y que deben tener la tasa de crecimiento rápido, un sistema radicular extenso, alto rendimiento de biomasa, adaptación a diversos hábitats, una alta tolerancia y la capacidad de acumular los contaminantes en la parte aérea de las plantas. Considerando que algunos factores ambientales como la temperatura, el pH, la radiación solar y la salinidad del agua pueden influir en el crecimiento y en el rendimiento de las plantas en la fitorremediación (Valipour & Ahn, 2016). La importancia de estos parámetros ambientales está relacionada con el tamaño, el peso y la tasa de crecimiento de las plantas acuáticas. La disponibilidad de nutrientes también afecta el crecimiento y el rendimiento de las plantas acuáticas (Gupta *et al.*, 2012).

Entre los métodos de fitorremediación conocidos se tienen a la fitoextracción, fitodegradación, rizofiltración, fito-

estabilización, fitosalinización y fitovolatización (Rahman & Hasegawa, 2011). La fitoextracción es el uso de plantas para extraer los metales del suelo, trasportarlos y acumularlos en los órganos de la parte aérea, la fitoestabilización consiste en el uso de plantas para minimizar la movilidad de los metales mediante su acumulación en la raíz o su precipitación en la rizosfera (Alkorta *et al*., 2004) a su vez, la fitodescontaminación implica la fitoextracción y la fitodegradación. Los metales biodisponibles son precipitados, absorbidos y/o adsorbidos por los materiales apropiados agregados al sustrato y por las raíces de las plantas metalófitas excluyentes, donde son acumulados en formas inocuas, evitando así la biomagnificación y los efectos tóxicos sobre otros seres vivos (Ginocchio & León-Lobos, 2007; Orchard *et al*., 2009). En los procesos de fitoestabilización, el papel de la planta, es incrementar por alteración del flujo del agua a través del suelo, incorporando contaminantes residuales libres dentro de las raíces y previniendo la erosión por viento y la lluvia (Ferrera-Cerrato & Alarcón, 2007). Entre estos métodos, la fitoextracción, rizofiltración y la fitoestabilización son comercialmente los más importantes (Thakur *et al*., 2016). La única tecnología de fitorremediación específica para la remediación de aguas residuales es la fitofiltración o la rizofiltración (Rezania *et al*., 2016). Pero, también se puede utilizar plantas terrestres. Las plantas terrestres, a través de una plataforma, pueden acumular más contaminantes que las especies acuáticas. La rizofiltración es aplicable a sistemas *in situ* y *ex situ*, estos últimos pueden colocarse en cualquier lugar, y no es necesario estar en el sitio original de la contaminación (Adams *et al*., 2000).

Material y métodos

El presente trabajo se llevó acabo en cuatro lagunas altoandinas de la sierra central del Perú: laguna Ticticocha y Yuracmayo ubicadas en la cuenca alta del río Rimac, provincia de Huarochirí, región Lima; y en las lagunas de Quiulacocha y Yanamate ubicadas en la provincia de Cerro de Pasco, región Pasco; la ubicación geográfica, la altitud y las coordenadas geográficas están indicadas en la (Fig. 1, tabla 1). En el estudio la unidad experimental fue una planta adulta, el muestreo de las especies de macrófitas se realizaron de individuos de las especies más abundantes en dos lagunas contaminadas con agua de efluentes ácidas de mina (con alta concentración de metales pesados), y en otros dos lagunas a las que se denominaron lagunas con una baja concentración de metales pesados en el agua y en los sedimentos).

La obtención de muestras de las especies macrófitas emergentes se llevó acabo en el borde del espejo de agua en las lagunas y las muestras de la especie sumergida fue colectada dentro de la laguna. De cada especie fueron colectadas muestras vegetales de individuos adultos, saludables, sin daño mecánico por plagas o enfermedades, y por cada especie vegetal se colectaron 5 ejemplares de plantas adultas, y fue realizado a finales de la estación seca, en setiembre de 2016. Asimismo, En el laboratorio, los órganos de los ejemplares de cada especie fueron separados con una tijera (raíces, hojas y tallos), y luego fueron enjuagados con chorros de agua potable, para retirar residuos de suelo y otros contaminantes, y finalmente, los ejemplares vegetales fueron enjuagados tres veces con agua desionizada. Las muestras vegetales limpias fueron secadas en un horno con ventilación forzada a una temperatura

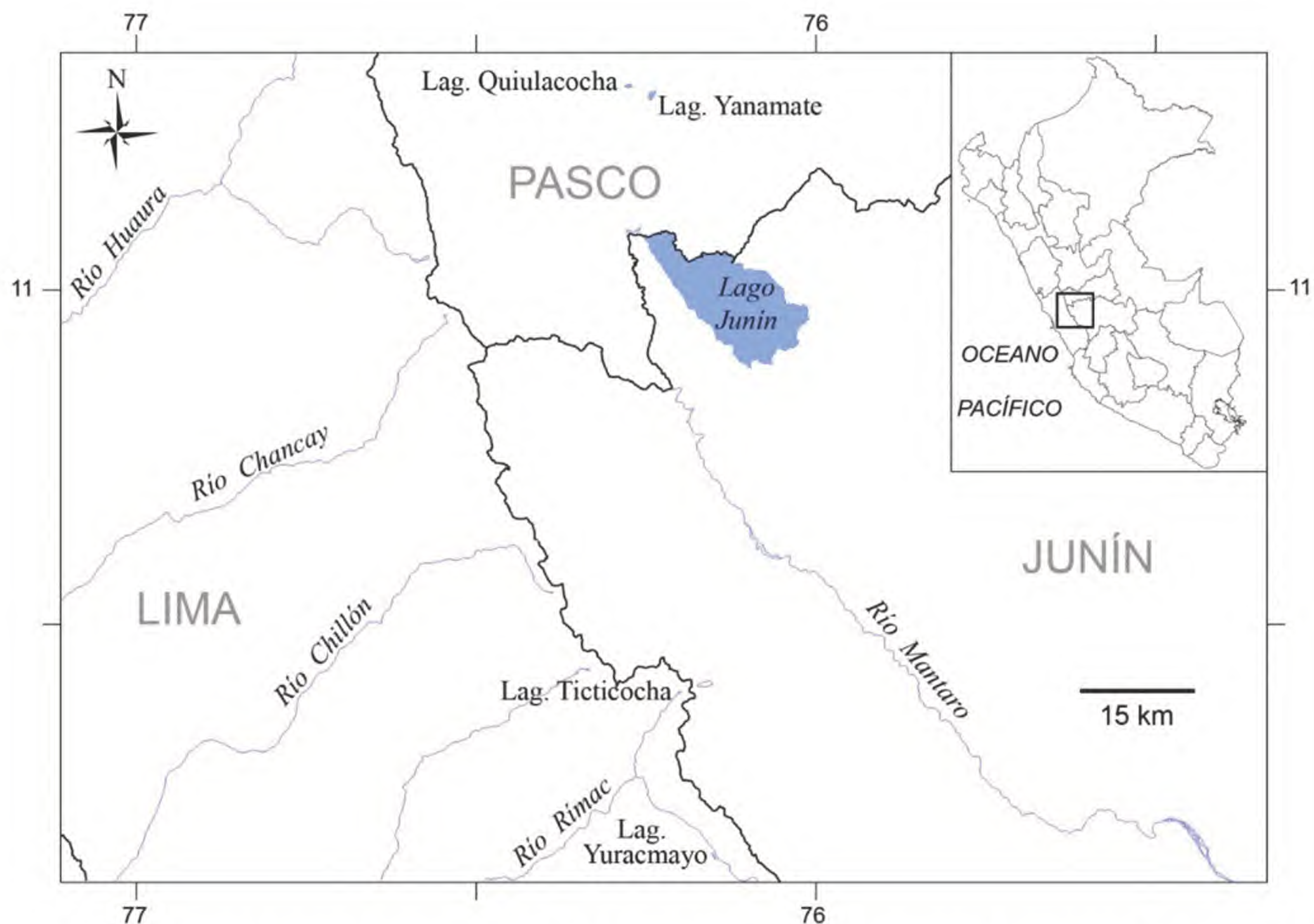


Fig. 1. Mapa de ubicación de las lagunas de Ticticocha, Yuracmayo (región Lima), y las lagunas Quiulacocha y Yanamate (región Pasco).

Tabla 1. Lagunas altoandinas donde se realizó el estudio indicando su ubicación geográfica, la altitud y las coordenadas geográficas (UTM).

Lagunas	Provincia	Región	Altitud (m)	Coordenadas UTM
Ticticocha	Huarochirí	Lima	4684	368974, 8716617
Yuracmayo	Huarochirí	Lima	4140	374143, 8690513
Quiulacocha	Cerro de Pasco	Pasco	4257	359593, 8816495
Yanamate	Cerro de Pasco	Pasco	4309	363550, 8814895

de 80°C hasta su peso constante, y la ejecución del trabajo de procesamiento de los ejemplares vegetales se realizó en el Laboratorio de Fitología Aplicada en la Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

La acumulación de cadmio, cobre, plomo y zinc en los tejidos vegetales de cada especie fueron determinadas en las muestras foliares y tallos, y en las raíces. La determinación de la concentración de los metales pesados se realizaron con las siguientes metodologías: La concentración de cobre, cadmio y zinc fue realizada por digestión húmeda de acuerdo al método

EPA 6010B, el contenido de plomo mediante el método EPA 200.7, 1994. La cuantificación de los metales en los tejidos vegetales de cada especie y en el agua se realizó mediante el método ICP-AES (espectrometría de emisión atómica de plasma acoplado inductivamente) y el análisis fue realizado en el Instituto de Corrosión y Protección de la Pontificia Universidad Católica del Perú. Asimismo, el contenido de metales pesados en el suelo fue realizado por la técnica de absorción atómica, y el análisis fue realizado en el Laboratorio de Suelos y Agua de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

El cálculo del factor de bioconcentración (FBC) de los metales pesados se determinó para cada metal, este factor fue calculado con los valores de los metales acumulados en el tejido de las especies vegetales con la concentración de metales en los tejidos de las raíces y de la parte aérea) y la división entre el contenido de metales pesados del agua de las lagunas o el sedimento (Zayed *et al.*, 1998), y este factor fue calculado mediante la relación como está indicado en esta ecuación:

$$\textbf{FBC}=\frac{C_{\text{tejido cosechado}}}{C_{\text{agua-sedimento}}}$$

Donde, C tejido cosechado, es el contenido total de los metales pesados en los tejidos de las raíces, tallo y las hojas por planta para cada elemento; y C_{agua}, es la concentración de los metales pesados analizado en el agua o en el sedimento para cada elemento.

El factor de transferencia (FT), que indica la eficiencia de la planta en la translocación de los metales pesados acumulados desde las raíces a la parte aérea. Este factor fue calculado con los valores de contenido de metales pesados acumulados en los tejidos de la parte aérea de la planta (tallo yo las hojas) dividido, entre el contenido de metales pesados acumulados en los tejidos de las raíces (Tangahu *et al.*, 2013). El cálculo de este factor está indicado en esta ecuación:

$$\textbf{FT}=\frac{C_{\text{ parte aérea}}}{C_{\text{ raíces}}}$$

Donde, C parte aérea, es el contenido total de los metales pesados en los tejidos de las hojas y los tallos por planta para cada elemento; $C_{raíces}$, es el contenido total de los metales pesados en los tejidos de las raíces por planta para cada elemento.

El análisis estadístico fue realizado utilizando el Programa Estadístico INFOSTAT versión 16E. Se compararon las medias de las concentraciones de metales pesados de cada laguna y de cada especie vegetal empleando la prueba U de Mann-Whitney, y la comparación de concentraciones de todos los metales se realizó mediante la prueba de Kruskal-Wallis para comparar las diferencias entre las variables dependientes, considerándose diferencias significativas entre concentraciones a un valor de $p \leq 0,05$.

Resultados

Acumulación de cadmio en *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense*

El mayor contenido de cadmio fue obtenido en las raíces de *Calamagrostis rigida* en muestras procedentes de la laguna de Yuracmayo, región Lima (7,93 mg kg^{-1} de materia seca) (Fig. 2), este valor encontrado está relacionado directamente con un alto contenido de cadmio total encontrado en el suelo (10,67 mg Kg^{-1}) (tabla 3). Por otra parte, al comparar la acumulación de cadmio entre las dos especies, la menor concentración de cadmio fue obtenido en las raíces de *Myriophylum quitense* (1,53 mg Kg-

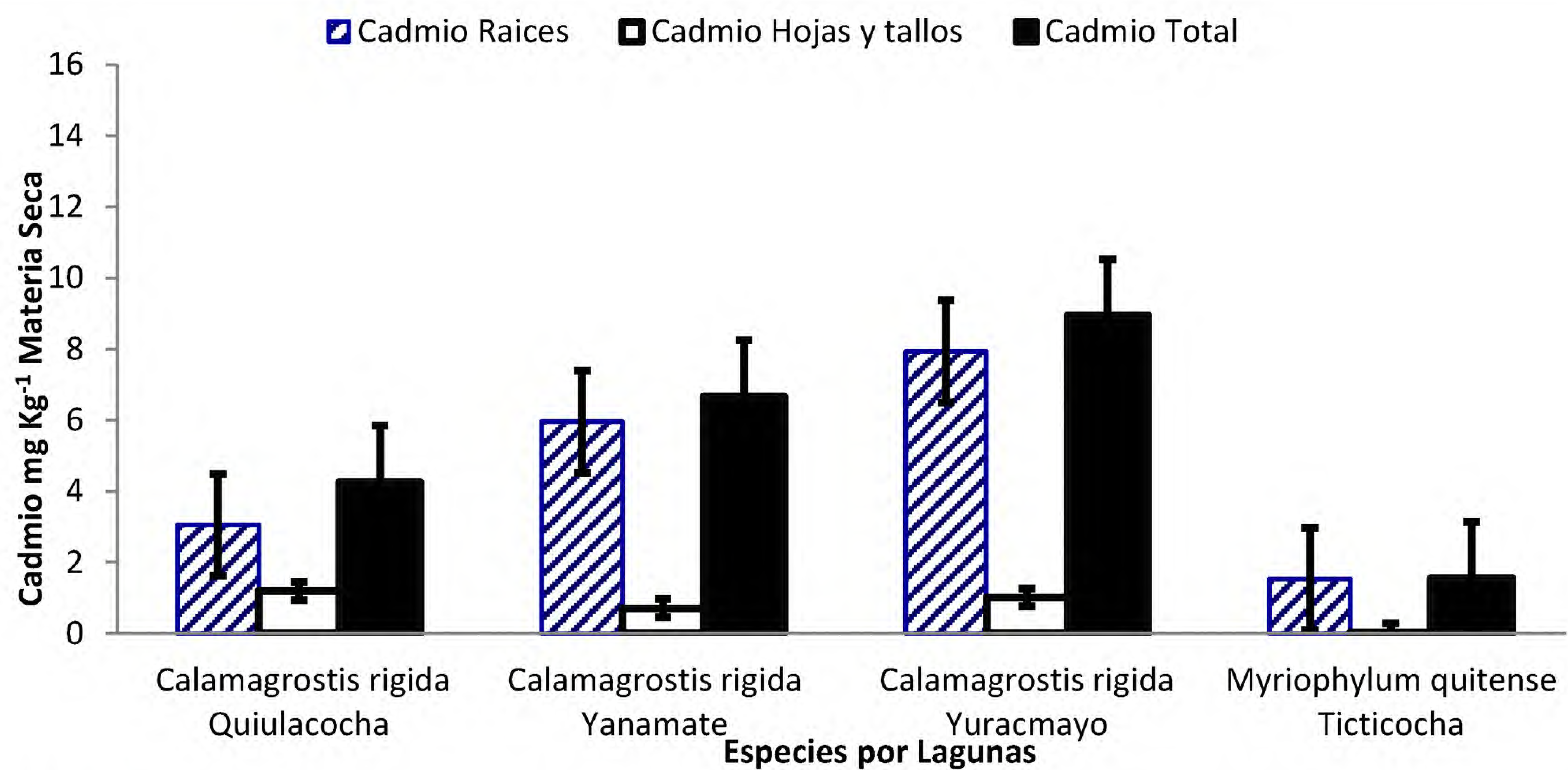


Fig 2. Acumulación de cadmio (mg Kg^{-1} MS) analizado en las raíces, hojas y tallos de *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro lagunas altoandinas de las regiones Pasco y Lima, Perú.

^{1}), en muestras de esta especie procedente de la laguna Ticticocha (región Lima), esta baja acumulación de cadmio obtenido en las raíces de *M. quitense* está relacionado con una baja concentración de cadmio en el agua (Tabla 2) y en el suelo (Tabla 3), lo que indicaría que en el suelo y en el agua de la laguna Ticticocha hay trazas de cadmio en referencia a los otros tres lagunas evaluadas.

Acumulación de cobre en *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense*

Al comparar la acumulación de cobre entre las dos especies, el mayor contenido cobre fue obtenido en los tejidos de las raíces de *Calamagrostis rigida* en muestras procedentes de la laguna Quiulacocha, región Pasco (96,43 mg kg^{-1} de materia seca)

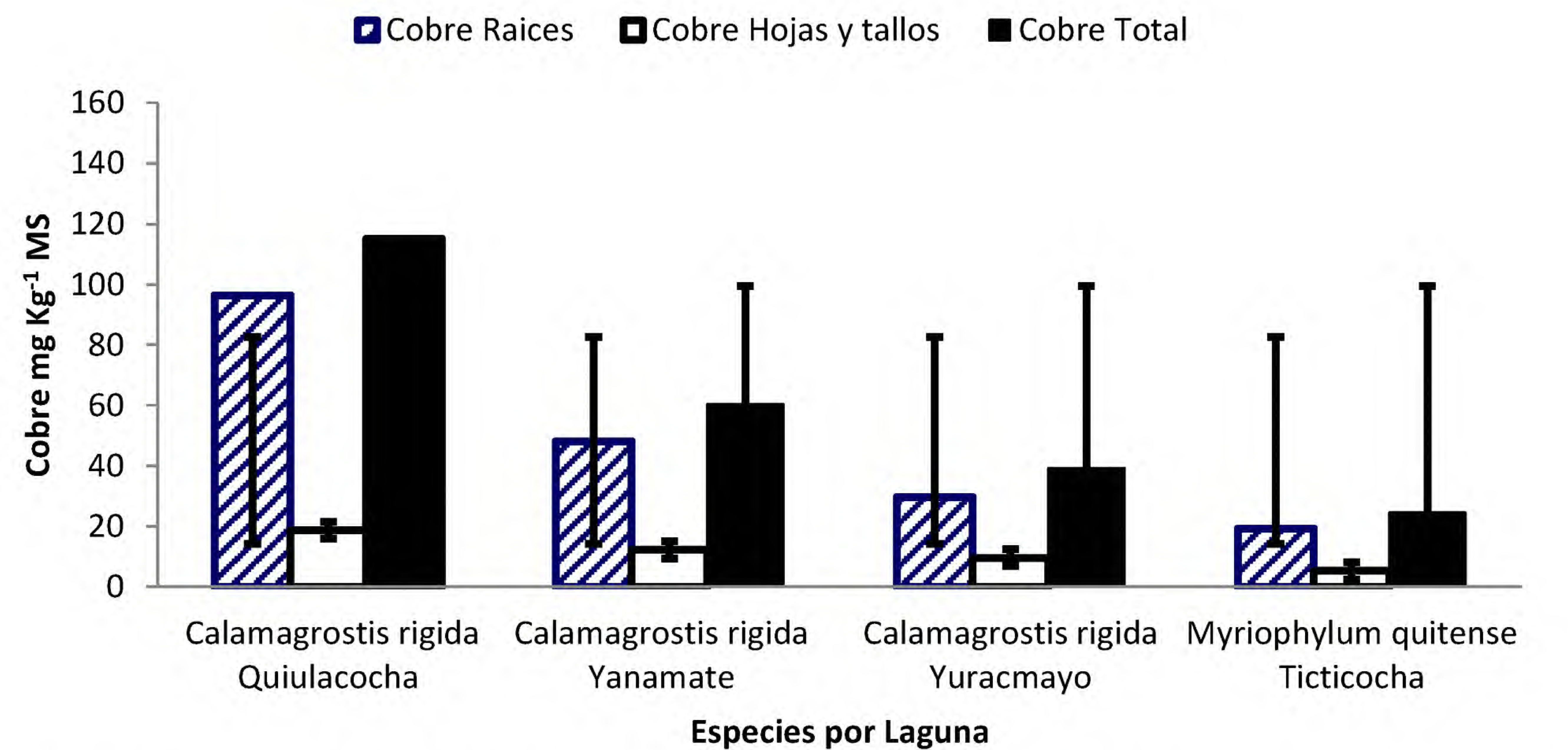


Fig. 3. Acumulación de cobre (mg Kg^{-1} MS) analizado en las raíces, hojas y tallos de *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro lagunas altoandinas de las regiones Pasco y Lima, Perú.

(Fig. 3), este valor obtenido está relacionado directamente con el mayor contenido de cobre total encontrado en el agua (3.83 mg Kg^{-1}) (Tabla 2) y en el sedimento de esta laguna (819 mg Kg^{-1}) (Tabla 3). Cabe indicar, la menor concentración de cobre total se obtuvo en las raíces de *Myriophylum quitense* (19.25 mg Kg^{-1} MS), en muestras de esta especie procedente de la laguna Ticticocha (región Lima), esta baja acumulación de cobre obtenido en las raíces de *M. quitense* está relacionado con una baja concentración de cobre en el agua (0.33 mg L^{-1}) (Tabla 2) y en el suelo (Tabla 3), y en los tejidos analizadas de las hojas y tallos de *C. rigida* y *M. quitense* se han obtenidos contenidos ínfimas de cobre en estas especies.

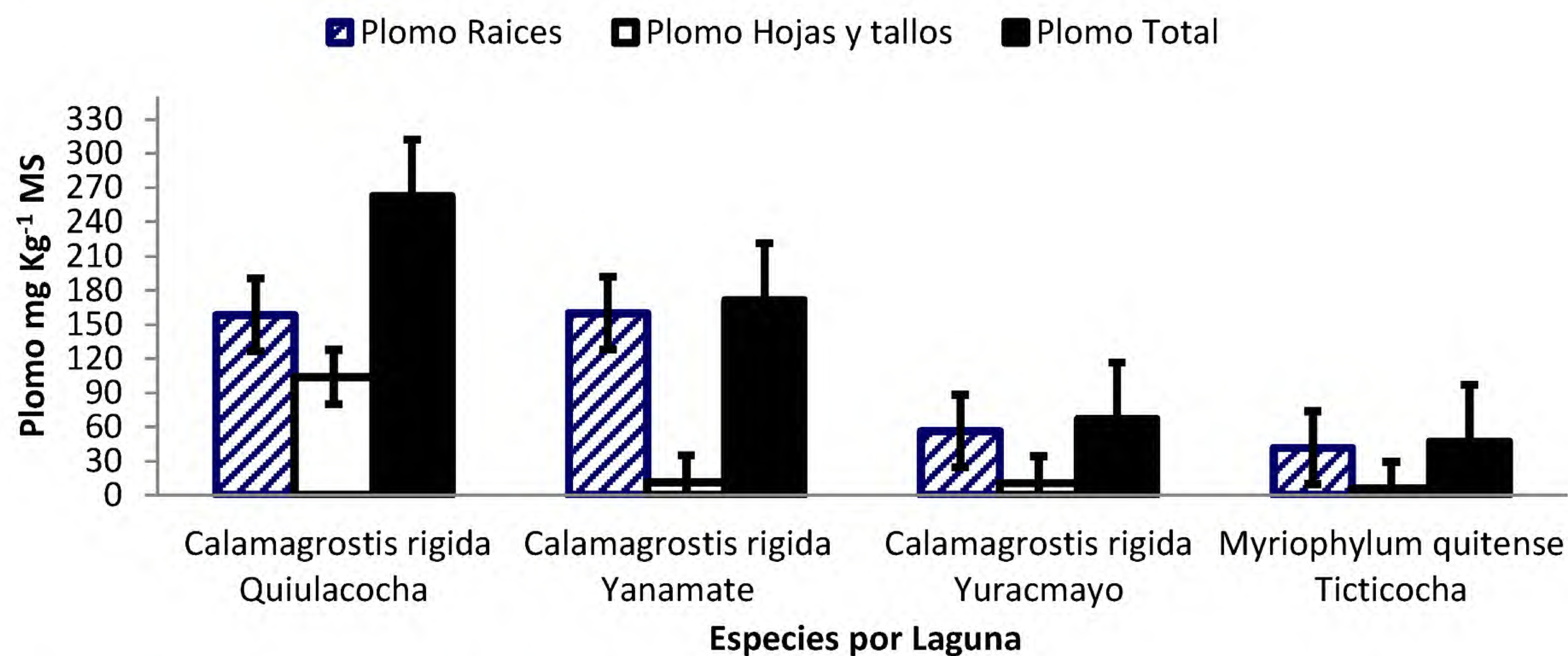


Fig. 4. Acumulación de plomo (mg Kg^{-1} MS) analizado en los tejidos de las raíces, hojas y tallos de *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro lagunas altoandinas de las regiones Pasco y Lima, Perú.

Acumulación de plomo en *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense*

Un mayor contenido de plomo fue obtenido en las raíces de *Calamagrostis rigida* en muestras de esta especie procedente de la laguna Yanamate, región Pasco registrando el valor de 160,15 mg kg^{-1} de materia seca (Fig. 4), y como contenido de plomo total por planta se obtuvo 262,4 mg Kg^{-1} de materia seca (MS) en las muestras procedente de la laguna Quiulacocha (región Pasco) estos altos valores obtenidos de acumulación de plomo en el tejido de *Calamagrostis rigida* está relacionado directamente con un mayor contenido de plomo total encontrado en los sedimento de estas dos lagunas, 476 mg Kg^{-1} de plomo en la laguna Quiulacocha, y 436,7 mg Kg^{-1} de plomo en la laguna Yanamate, respectivamente (Tabla 3). Por otra parte, al comparar la acumulación de plomo entre estas dos especies, una menor concentración de plomo total fue obtenida en los tejidos de las raíces de *Myriophylum quitense* (41,63 mg Kg^{-1} MS), en muestras de esta especie procedente de la laguna Ticticocha (región Lima), esta baja acumulación de plomo obtenido en las raíces de *M. quitense* al parecer no guarda una relación directa con los valores de contenido de plomo total encontrado en el suelo (781 mg Kg^{-1}) (Tabla 3) y en el agua (0,5 mg L^{-1}) (Tabla 2) de la laguna Ticticocha; y en los tejidos de las hojas y tallos de *C. rigida* y *M. quitense* se obtuvieron contenidos ínfimos de plomo.

Acumulación de zinc en *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense*

El mayor contenido de zinc fue obtenido en el tejido de las raíces de *Calamagrostis rigida* en muestras de esta especie procedente de

la laguna de Yanamate, región Pasco (597,40 mg kg^{-1} MS) (Fig. 5), y como contenido de zinc total por planta se obtuvo 821,2 mg Kg^{-1} MS en muestras procedente de la laguna de Yanamate (región Pasco) estos altos valores de acumulación de zinc en el tejido de *Calamagrostis rigida* está relacionado directamente con el mayor contenido de zinc total encontrado en el sedimento de esta laguna (944 mg Kg^{-1}) (Tabla 3) y también en el agua (366. 3 mg L^{-1}) (Tabla 2). Por otra lado, la menor concentración de zinc fue obtenida en los tejidos de las raíces de *Myriophylum quitense* (140,8 mg Kg^{-1}), en muestras de esta especie procedente de la laguna Ticticocha (región Lima), esta baja acumulación de zinc obtenido en las raíces de *M. quitense* no guarda una relación con los valores de contenido de plomo total encontrado en el suelo (201,67 mg Kg^{-1}) (Tabla 3) y en el agua (1,47 mg L^{-1}) (Tabla 2) de la laguna Ticticocha.

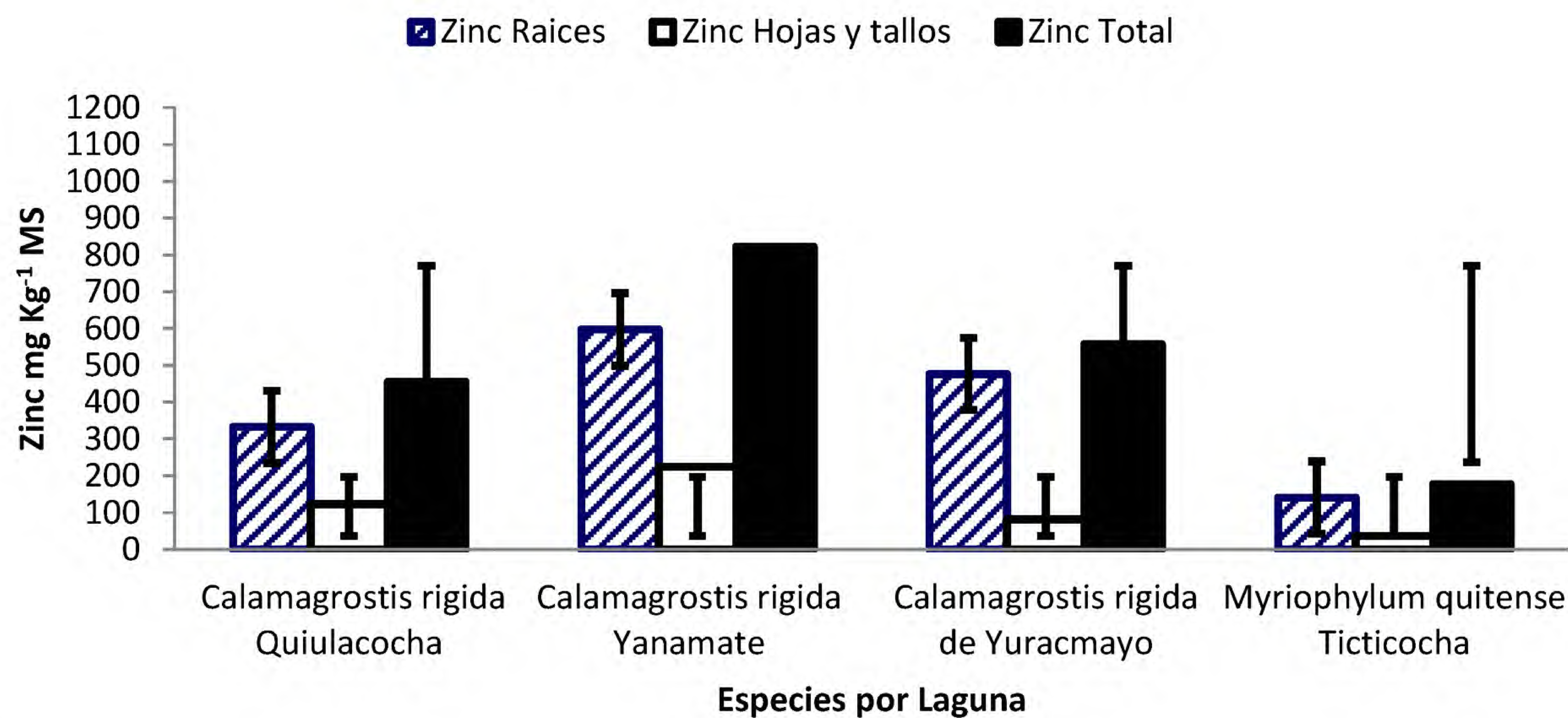


Fig. 5. Acumulación de zinc (mg Kg^{-1}) analizado en los tejidos de las raíces, hojas y tallos de *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro lagunas altoandinas de las regiones Pasco y Lima, Perú.

Tabla 2. Valores de pH y contenido de cadmio, cobre, plomo, zinc evaluados en el agua (n=3) de las lagunas Quiulacocha y Yanamate en la región Pasco, y en las lagunas Ticticocha y Yuracmayo en la región Lima.

Laguna	pH	Cadmio		Cobre		Plomo		Zinc	
		mg L^{-1}							
Quiulacocha	2.0	0.4	± 0.44	3.83	± 0.6	0.13	± 0.04	511.7	± 6.5
Yanamate	2.0	1.1	± 0.5	49	± 20.8	0.19	± 0.04	366.3	± 190.4
Yuracmayo	5.8	0	0	0.02	± 0.004	0	0	0.09	± 0.1
Ticticocha	6.1	0.01	± 0.01	0.33	± 0.06	0.5	± 0.17	1.5	± 0.4

Fuente: Instituto de Corrosión y Protección, Pontificia Universidad Católica del Perú.

Tabla 3. Contenido de cadmio, cobre, plomo y zinc evaluado en los sedimentos (n=3) de las lagunas Quiulacocha, Yanamate y Yuracmayo, y en suelos obtenidos en el borde del espejo de agua (n=3) en laguna Ticticocha.

Laguna	Cadmio		Cobre		Plomo		Zinc	
	mg Kg^{-1}							
Quiulacocha	9.17	± 1.52	819	± 378.24	476	± 171.1	923.67	± 214.41
Yanamate	10.35	± 0.69	305	± 20.83	436.7	± 145.67	944	± 277.27
Yuracmayo	10.67	± 1.53	113	± 18.58	154.8	± 56.87	94.67	± 29.28
Ticticocha	6.62	± 1.31	171.2	± 53.08	781	± 452.07	201.67	± 70.85

Fuente: Laboratorio de Agua y Suelos, Facultad de Agronomía. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Factor de bioconcentración y de transferencia

El factor de bioconcentración (FBC) y el factor de translocación (FT) son dos índices importantes para evaluar la viabilidad de cualquier especie vegetal y su posible uso en la fitorremediación de metales pesados (Pandey, 2012) y poder determinar la capacidad absorción de los metales. La bioconcentración, puede otorgar una indicación si la planta es apta para los procesos de fitoextracción (Whitfield & Zeeb, 2010). Si este índice es mayor que 1, el objetivo de la remediación se da por cumplido y la eliminación de la vegetación contaminada sería económicamente más efectiva que la eliminación del suelo contaminado. En el caso de *Calamagrostis rigida,* el valor más alto de factor de biocentración (0,87) se obtuvo para el zinc en muestras procedente de la laguna Yanamate, región Pasco (Tabla 4), asimismo se obtuvo los valores de 0,84 para el cadmio y 0,34 para el cobre, en muestras de la laguna Yuracmayo, región Lima (Tabla 4); y para el plomo se obtuvo el valor de 0,55 en muestras procedentes de la laguna de Quiulacocha (región Lima). En el caso de *Myriophylum quitense* el valor más alto de factor de bioconcentración es de (0,88) para el zinc en muestras de la laguna Ticticocha (región Lima), y para los otros tres metales se obtuvieron valores bajos (Tabla 4).

El factor de transferencia, relaciona la acumulación de metales en la parte aérea con respecto a la raíz y es usado para medir la efectividad de la planta en la translocación de metales pesados desde la raíz hacia la parte aérea. (Sun *et al.*, 2008). El factor de transferencia (FT) en el caso de *Calamagrostis rigida*, el valor más alto calculado se obtuvo en el plomo (0,66) en muestras de esta especie proveniente de la laguna de Quiulacocha (región Pasco). En *Myriophylum quitense* el valor más alto de factor de transferencia (0.26) se obtuvo para el zinc en muestras procedentes de la laguna Ticticocha (región Lima), y para los otros tres metales se obtuvieron valores bajos (Tabla 5).

Discusión

Acumulación de cadmio, cobre, plomo y zinc en *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense*

En las dos especies estudiadas, se ha verificado que hay una preferencia por acumular cadmio, cobre y plomo y zinc en sus raíces. En el caso de *Calamagrostis rigida* el mayor contenido cobre y zinc

Tabla 4. Factor de bioconcentración (FBC) calculado para cadmio, cobre, plomo y zinc en *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro humedales altoandinos en la regiones de Pasco y Lima, en Perú.

Laguna	Especies	Cadmio	Cobre	Plomo	Zinc
Quiulacocha	*Calamagrostis rigida*	0.46	0.14	0.55	0.49
Yanamate	*Calamagrostis rigida*	0.64	0.20	0.39	0.87
Yuracmayo	*Calamagrostis rigida*	0.84	0.34	0.15	0.59
Ticticocha	*Myriophylum quitense*	0.24	0.14	0.06	0.88

Tabla 5. Factor de transferencia (FT) calculado para cadmio, cobre, plomo y zinc en *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum quitense* evaluadas en cuatro humedales altoandinos en la regiones de Pasco y Lima.

Laguna	Especies	Cadmio	Cobre	Plomo	Zinc
Quiulacocha	*Calamagrostis rigida*	0.39	0.19	0.66	0.37
Yanamate	*Calamagrostis rigida*	0.12	0.25	0.07	0.38
Yuracmayo	*Calamagrostis rigida*	0.13	0.32	0.19	0.17
Ticticocha	*Myriophylum quitense*	0.02	0.27	0.13	0.26

fue obtenido en los tejidos de las raíces de esta especie en muestras procedente de la laguna Quiulacocha, región Pasco. Estás altas concentraciones de cobre y zinc estarían relacionadas con el origen geoquímico de estos metales en esta laguna, señaladas por Dold *et al.* (2009) que al realizar el estudio geoquímico y mineralógico del relleno de relaves de en la laguna Quiulacocha demostraron que existe una conexión hidrológica de los tres sistemas de relaves de minas de Cerro de Pasco (Excelsior, Quiulacocha y Ocroyoc), y la fuente principal de las aguas ácidas de drenaje de mina de esta laguna se origina en la relavera excelsior, y estos relaves acumuladas en más de un siglo, contienen metales como plata, zinc, plomo y cobre. Mientras que, un mayor contenido de plomo fue obtenido en las raíces de *Calamagrostis rigida* en muestras de esta especie procedente de la laguna Yanamate, región Pasco. De otro lado, la absorción y la acumulación de plomo por *C. rigida* tendría su origen en las aguas ácidas residuales que ingresan a la laguna Yanamate, Wisskirchen *et al.* (2010) señalaron que desde el año 1991 la laguna Yanamate ha recibido aguas de drenaje ácido del depósito minero de zinc y plomo (Ag-Bi-Cu) de Cerro de Pasco y de las aguas residuales de una planta de extracción de cobre, considerando que la geoquímica de la roca madre de esta laguna está constituida por carbonatos. Las concentraciones de metales de las agua ácidas de esta laguna fueron 86,8 mg L^{-1} de cobre, 493 mg L^{-1} de zinc, 2,9 mg L^{-1} de plomo y 48 mg L^{-1} de arsénico. Por otra parte, en un trabajo realizado por Bobadilla *et al.* (2013) en dos humedales alto andinas de la región Ancash, al determinar las concentraciones de metales pesados y el factor de bioacumulación de *Calamagrostis ligulata* y *Juncus imbricatus* indicaron que en las partes aéreas (hojas y tallos) de *C. ligulata* y *J. imbricatus* acumularon mayores concentraciones de Fe, Zn, As y Al. Además, los factores de bioacumulación revelaron incrementos notables en As, Pb y Al, pero menos en Cd, Fe y Zn. Sin embargo, en *C.*

rigida los metales se acumulan mayormente en las raíces y la concentración de plomo obtenidas son menores en comparación con *Calamagrostis ligulata* y *Juncus imbricatus*. Referente a la acumulación de cadmio en *C. rigida* la mayor acumulación de este metal fue obtenido en muestras *C. rigida* obtenido en la laguna Yuracmayo (región Lima) este valor obtenido tiene una relación con un alto contenido de este metal hallado en el suelo del borde del espejo de agua de esta laguna, y quizás sea necesario también analizar el contenido de cadmio en el sedimento, considerando, esta laguna que es utilizada como reservorio de agua potable. En el caso particular de *Calamagrostis epigejos* Bert *et al.* (2012), indicaron en los tejidos de esta especie crecidas en los sedimentos contaminados con zinc, cadmio, cobre, plomo y arsénico obtuvieron altas concentraciones de cadmio y zinc, esta especie acumula en los tejidos de tallos y hojas, y especialmente acumula níquel hasta de 703 mg kg^{-1} de peso seco en y 346 mg kg^{-1} de peso seco en sus rizomas (Madzhugina *et al.*, 2008). En *Calamagrostis pseudophragmites* y otras especies asociadas, Sun *et al.* (2015) indicaron, los niveles de metales pesados en los brotes o raíces disminuyeron en el orden de: Zn > Cu> Pb >Ni >Cr .

De otro lado, al igual que *C. rigida* en *Myriophylum quitense las mayores* concentraciones de cadmio, cobre, plomo y zinc fueron obtenidas en muestras de los tejido de las raíces de esta especie procedente de laguna Ticticocha (región Lima), pero la respuesta de acumulación de metales en otras especies del Género *Myriophylum* fueron diferentes, como en el caso de *Myriophylum spicatum* en esta especie una alta acumulación de cadmio se obtuvieron en el tejido foliar (Fawzy *et al.*, 2011. Engin *et al.* (2017), indicaron que al evaluar la acumulación y distribución de plomo, zinc, cobalto, cobre, zinc, níquel, manganeso y hierro en el agua, en los sedimentos de fondo en los tejidos de *Myriophyllum verticillatum*, *Hydrocharis morsus-ranae*, *Nymphaea alba* y *Typha latifolia* del lago Çernek del delta de Kızılırmak en Turquía. Las cantidades acumuladas de varios metales traza en los sedimentos de fondo y en las plantas de humedales se encontraron en el siguiente orden de Fe> Mn> Zn> Ni> Co> Cu> Pb> Fe, indicaron que estas especies pueden ser consideradas como acumuladores de los metales traza detectados y también como bioindicadores del agua contaminada con estos metales. Branković *et al.* (2012) señalan que en los tejidos de *Myriophyllum spicatum* y *Mentha aquatica*, obtuvieron altas concentraciones de hierro y plomo total, y concluyen que estas dos especies podrías ser útiles para encontrar soluciones a problemas de protección, remediación y revitalización de los diferentes ecosistemas acuáticos. En el caso particular, de *Myriophyllum alterniflorum*, se indica, que es una especie es sensible a altas concentraciones de cobre en el agua (100 mg L^{-1}), y esta especie que puede ser considerado como una especie bioindicadora de contaminación del agua con el cobre. *M. alterniflorum* en comparación otras especies de macrófitas acuáticas, ha desarrollado mecanismos de protección particulares al estrés por metales, como la síntesis de especies reactivas derivadas del oxígeno (ROS), carotenoides, prolina, la reducción de pérdida de agua, la eliminación de metales pesados a través de la senescencia para proteger preferentemente los componentes fotosintéticos de las hojas jóvenes y la elongación del tallo principal (Pascal *et al.*, 2011).

Factor de bioconcentración y de transferencia

De los análisis y cálculos realizados de

los factores de bioconcentración (FBC) y del factor de tranferencia (FT) para cadmio, cobre, plomo y zinc en *Calamagrostis rigida* y en *Myriophylum quitense* se obtuvieron valores menores a uno (<1) y los mayores valores de concentración de los metales pesados fueron registradas en el tejido de las raíces. En el trabajo realizado por Bobadilla *et al.* (2013), en dos humedales altoandinos en Ancash, y al evaluar la fitorremediación de *Calamagrostis ligulata* de aguas ácidas en muestras de esta especie colectadas durante la estación húmeda, obtuvieron valores de factor de bioconcentración para el cadmio de 52, para plomo 758, y para el zinc de 57, estos valores calculados son mayores a 1, y considerando que esta especie acumula metales pesados en la biomasa aérea (hojas y tallos). De otro lado, Fawzy *et al.* (2011, *Myriophylum spicatum,* obtuvieron valores extremadamente altas de FBC (FBC de cadmio=12820.4, FBC de Cu=2099.6, FBC Pb=4439.5, y FBC Zn=41.20, respectivamente). En tanto, considerando los valores calculados de FBC y FT que son menores de uno (<1), y de acuerdo a los criterio señalado por Mendes & Maier (2008) *Calamagrostis rigida* y *Myriophylum* estarían considerados dentro de la categoría de especies fitoestabilizadoras de metales pesados.

Agradecimientos

Expresamos nuestro reconociendo al Vicerrectorado de Investigación de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos por el financiamiento económico de este estudio a través del Proyecto de Investigación código 161001051. El apoyo del proyecto "Monitoreo y evaluación de la calidad del agua en cabecera de cuenca del río Rímac, lagos y lagunas de la región central del Perú para determinar organismos indicadores y marcadores moleculares de contaminación por metales pesados", contrato nº 391-PNICP-PIAP-2014. También expresamos nuestra gratitud al colega José Roque por la preparación del mapa de la zona de estudio.

Contribución de los autores

E. J.: Diseño, ejecución, procesamiento de información y redacción de investigación, J. G.: Diseño, ejecución y redacción, H. M.: Diseño y redacción, T. S.: Colección de muestras vegetales y agua, L. T.: Análisis fisico-químico del agua, N. C.: Procesamiento de información y redacción, A. D.: Colecta de muestras vegetales y determinación taxonómica de los ejemplares.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Adams, N.; D. Carroll; K. Madalinski & S. Rock. 2000. Introduction to Phytoremediation. United States Environmental Protection Agency, Office of Research and Development, Washington D.C. USA.

Alkorta, I.; J. Hernández-Allica; J. M. Becerril; I. Amezaga; I. Albizu & C. Garbisu. 2004. Recent findings on the phytoremediation of soils contaminated with environmentally toxic heavy metals and metalloids such as zinc and cadmium and arsenic. Rev. Environ. Sci. Bio/Technol 3(1): 71-90.

Bech, J.; P. Duran; N. Roca; W. Poma; I. Sánchez; L. Roca; R. Boludae; J. Barcelóf & C. Poschenrieder. 2012. Show more Accumulation of Pb and Zn in *Bidens triplinervia* and *Senecio sp*. spontaneous species from mine spoils in Peru and their potential use in phytoremediation. Journal of Geochemical Exploration, 123(1): 109–113.

Bert, V, C.; Lors, J. F.; A. Ponge; L. Caron; A. Biaz; M. Dazy & J. F. Masfaraud. 2012. Metal immobilization and soil amendment efficiency at a contaminated sediment landfill site: A field study focusing on plants, springtails, and bacteria. Environmental Pollution 169 (2) :1-11, doi: 10.1016/j.envpol.2012.04.021.

Bobadilla, M.; E. Aliaga, E. Yupanqui & E. Palomino. 2013. A phytoremediation approach using *Calama-*

grostis ligulata and *Juncus imbricatus* in Andean wetlands of Peru. Environ Monit Assess 185:323–334.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45:1-1286.

Bhatia, M. & D. Goyal. 2014. Analyzing remediation potential of wastewater through wetland plants: a review, Environ. Prog. Sustain. Energy 33 (1): 9–27.

Branković, S.; D. Pavlović; M. Topuzović; R. Glišić, J. Milivojević & V. □ekić. 2012. Metals Concentration and Accumulation in Several Aquatic Macrophytes, Biotechnology & Biotechnological Equipment, 26(1):2731-2736, doi: 10.5504/BBEQ.2011.0086.

Cano, A.; W. Mendoza; S. Castillo; M. Morales; M. I. La Torre; H. Aponte, A. Delgado; N. Valencia & N. Vega. 2010. Flora y vegetación de suelos crioturbados y hábitats asociados en la Cordillera Blanca, Ancash, Perú, Rev. peru. biol. 17(1): 95- 103.

Convención de Ramsar, 2006. Manual de la Convención de Ramsar: Guía a la Convención sobre los Humedales (Ramsar, Irán, 1971), 4a. edición. Secretaría de la Convención de Ramsar, Gland (Suiza).

Dold, B.; C. Wade & L. Fontboté. 2009. Water management for acid mine drainage control at the polymetallic Zn-Pb–(Ag–Bi–Cu) deposit Cerro de Pasco, Peru, Journal of Geochemical Exploration 100 (1): 133–141.

Environmental Protection Agency (EPA).1998. Mhetods for analytes and properties, OSW methods team. United States Environmental Protecction Agency, USA.

Engin, M. S.; A. Uyanik & S. Cay. 2017. Investigation of trace metals distribution in water, sediments and wetland plants of Kızılırmak Delta, Turkey, International Journal of Sediment Research, 32, (1): 90-97, http://dx.doi.org/10.1016/j.ijsrc.2016.03.004

Ferrera, R & A. Alarcón. 2007. Microflora agrícola. Edit. Trillas, México, 568 p.

Fawzy, M. A.; N. El-sayed; A. El-Khatib & A. Abo-El-Kassem. 2011. Heavy metal biomonitoring and phytoremediation potentialities of aquatic macrophytes in River Nile. Environ Monit Assess, 184(1):1753–1771, DOI 10.1007/s10661-011-2076-9.

Fichet, D.; G. Boucher; G. Radenac & P. Miramand. 1999. Concentration and mobilisation of Cd, Cu,Pb and Zn by meiofauna populations living in harbour sediment: their role in the heavy metal flux from sediment to food. Sci. Total. Environ., 243/244:263-272.

Flores, A.; J. Alegría & A. Granda. 2005. Diversidad florística asociada a las lagunas andinas Pomacocha y Habascocha, Junín, Perú, Rev. peru. biol. 12(1):125-134.

Fu, J.; C. Zhao; Y. Luo; C. Liu; GZ. Kyzas; Y. Luo; Z. Dongye; A. Shuqing & Z. Hailiang. 2014. Heavy metals in surface sediments of the Jialu River, China: their relations to environmental factors. J Hazard Mater 270:102–109

Ginocchio, R. & P. León-Lobos. 2007. Recursos genéticos para la fitoestabilización: plantas que reducen la contaminación por desechos mineros.Tierra Adentro 75:20-23.

González, H. M.; M. N. Conesa; M. C. Tercero; R. Schulin; R. J. Álvarez & C. Egea. 2011. The combined use of liming and *Sarcocornia fruticosa* development for phytomanagement of salt marsh soils polluted by mine wastes. J Hazard Mater 186 (1):805–813.

Gupta, P.; S. Roy & A. B. Mahindrakar. 2012. Treatment of water using water hyacinth, water lettuce and vetiver grass a review, Resourc. Environ, (2): 202–215.

Jadia, D. & M. Fulekar. 2009. Phytoremediation of heavy metals: recent techniques. African J. of Biotech 8 (6): 921-928.

Ministerio del Ambiente (MINAM). 2015. Estrategia Nacional de humedales. Viceministerio de Desarrollo Estratégico de los Recursos Naturales, 59 p. Lima, Perú.

León, B. 1993. Catálogo anotado de las fanerógamas acuáticas del Perú. En: Las plantas vasculares en las aguas continentales del Perú. pp 11-128. Francis Khan, Blanca León, Keneth R. Young (Compiladores). Instituto Francés de Estudios Andinos. Lima, Perú.

Madzhugina, Y. G.; V. V. Kuznetsov & N. I. Shevyakova. 2008. Plants Inhabiting Polygons for Megapolis Waste as Promising Species for Phytoremediation. Russian Journal of Plant Physiology, 55 (3): 410–419.

Mendes, M. O. & M. Raina. 2008. Phytostabilization of Mine Tailings in Arid and Semiarid, Environ Health Perspect 116 (1):278–283, doi:10.1289/ehp.10608.

Orchard, C.; P. León & R. Ginocchio. 2009. Phytostabilization of massive mine wastes with native phy-

togenetic resources: potential for sustainable use and conservation of the native flora in north-central Chile. Cien. Inv. Agr. 36(3):329-352.

Pandey, V. C. 2012. Phytoremediation of heavy metals from fly ash pond *by Azolla caroliniana*, Ecotox. Environ. Saf. 82 (1): 8–12.

Pascal L., D.D., P.H. Laure L., C.M., Michel B. 2011. Differential responses of *Myriophyllum alterniflorum* DC (Haloragaceae) organs to copper: physiological and developmental approaches, Hydrobiologia, 664 (1):95–105.

Pérez, C.; C. Hernández; M. J. Martínez; M. L. García & J. Bech. 2017. Uptake by wetland plants: implications for phytoremediation and restoration. J Soils Sediments 17:1384–1393.Doi 10.1007/s11368-016-1520-4.

Rahman, M. A. & H. Hasegawa. 2011. Aquatic arsenic: phytoremediation using floating macrophytes, Chemosphere, 83 (1): 633–646.

Rezania, S.; M. Taib; M. F. M. Din; F. A. Dahalan & H. Kamyab. 2016. Comprehensive review on phytotechnology: Heavy metals removal by diverse aquatic plants species Journal of Hazardous Materials, 318 (6): 587-599, Doi: 10.1016/j.jhazmat.2016.07.053.

Roque, J. E & E. K. Ramírez. 2008. Flora vascular y vegetación de la laguna de Parinacochas y alrededores (Ayacucho, Perú). Rev. peru. biol. 15(1):61-72.

Sun, Y.; Q. Zhou & Ch. Diao. 2008. Effects of cadmium and arsenic on growth and metal accumulation of Cd-hyperaccumulator Solanum nigrum L. Bioresource Technology 99 (1): 1103–1110.

Sun, Z.; X. Mou; C. Tong; Ch. Wang; Z. Xie; H. Song, W. Sun & L. Yingchun. 2015. Spatial variations and bioaccumulation of heavy metals in intertidal zone of the Yellow River estuary, China. Catena (1): 43–52.

Sharma, S.; B. Singh & V. K. Manchanda. 2015. Phytoremediation: role of terrestrial plants and aquatic macrophytes in the remediation of radionuclides and heavy metal contaminated soil and water, Environ. Sci. Pollut. Res. 22 (1) 946–962.

Tangahu, B. V.; R. S. Abdullah; H. Basri; M. Idris; N. Anuar & M. Mukhlisin. 2013. Phytotoxicity of wastewater containing lead (Pb) effects *scirpus grossus*, International Journal of Phytoremediation, 15 (8): 814-826, DOI:10.1080/15226514.2012.736437.

Thakur, S.; L. Singh; Z. A. Wahid; M. F. Siddiqui; S. M. Atnaw & M. F. M. Din. 2016. Plant-driven removal of heavy metals from soil: uptake, translocation, tolerance mechanism, challenges, and future perspectives, Environ. Monit. Assess. 188 (1): 1–11, http://dx.doi.org/10.1007/s10661-016-5211-9

Valipour, A. & Y. H. Ahn. 2016. Constructed wetlands as sustainable ecotechnologies in decentralization practices: a review, Environ. Sci. Pollut. Res. 23 (1): 180–197.

Vijayaraghavan, K. & R. Balasubramanian. 2015. Is biosorption suitable for decontamination of metal-bearing wastewaters? A critical review on the state-of-the-art of biosorption processes and future directions, J. Environ. Manage. 160 (1):283–296.

Wisskirchen, C.; B. Dold; K. Friese; J. E. Spangenberg, P. Morgenstern & W. Glaesser. 2010. Geochemistry of highly acidic mine water following disposal into a natural lake with carbonate bedrock, Applied Geochemistry 25 (1): 1107–1119.

Whitfield, M. & B. A. Zeeb. 2010. A review if recent research developments in to the potential for phyto-extraction of persistent organic pollutants (POPS) from weathered contaminated soil. In: Application of Phytotechnologies for Cleanup of Industrial, Agricultural and Wastewater Contamination. Ed. Kulakow, P. y Pidlisnuyuk, V. Springer, pp: 35-59.

Word Wildlife Fund. 2005. Humedales Altoandinos estrategia regional. Taller de comunicaciones Word Wildlife Colombia, 19 p.

Zayed, A.; S. Y. Gowthaman & N. Terry. 1998. Phytoaccumulation of Trace Elements by Wetland Plants: Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis, 537, 29-41.

Arnaldoa 24 (2): 599 - 608, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24211

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Efecto del ácido giberélico en la propagación *in vitro* de *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "estevia"

Effect of gibberellic acid in the *in vitro* propagation of *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "stevia"

Eloy López Medina, Angélica López Zavaleta & Anthony De la Cruz Castillo
Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos, Facultad de Ciencias Biológicas,
Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II, Trujillo, PERÚ.
seellome88@gmail.com angylz@outlook.es jdelacruzcastillo@hotmail.com



Recibido: 1-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Stevia rebaudiana (Bertoni) Bertoni (Asteraceae), conocida como "estevia", es una planta herbácea originaria del suroeste de Brasil y Paraguay y cultivada en muchos países del mundo debido a que contiene un esteviósido utilizado como edulcorante, el cual no se metaboliza en nuestro organismo, por tanto, no eleva el nivel de glucosa en la sangre. Se propaga vegetativamente por esquejes, método sencillo pero no suficiente para implementar sistemas de propagación masiva ya que su propagación por semillas solo se hace con fines de investigación, motivo por el cual nos proponemos implementar el método de micropropagación *in vitro* aplicando diferentes concentraciones de ácido giberélico y así lograr mediante esta tecnología un sistema de propagación masiva de alta calidad genética y fitosanitaria, a bajos costos y en cantidades suficientes para abastecer las necesidades. Las plantas madres utilizadas procedieron del Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos de la Universidad Nacional de Trujillo. Se utilizaron segmentos nodales con una yema y se cultivaron en M & S, 1962 suplementado con 0,00; 0,50 y 1,00 ppm de ácido giberélico, los cuales constituyeron los tratamientos. Se analizó el efecto de estas concentraciones en los parámetros altura de plántula, número de raíces y raíz más desarrollada. El análisis de varianza aplicado no encontró diferencias significativas entre estos tratamientos y para los parámetros analizados, concluyendo que, a las concentraciones trabajadas, el ácido giberélico no ejerce ningún efecto, pudiéndose micropropagar *S. rebaudiana* por segmentos nodales sin la presencia de este fitrorregulador.

Palabras clave: *Stevia rebaudiana,* micropropagación, acido giberélico.

Abstract

Stevia rebaudiana (Bertoni) Bertoni (Asteraceae), known as "stevia", is a herbaceous plant, native from southwestern Brazil and Paraguay and cultivated in many countries of the world because contains a stevioside used as a sweetener which is not metabolized in our organism, therefore, it does not increased the glucose level in blood. It is propagated vegetatively by cuttings, a simple but not sufficient method to implement systems of mass propagation since its propagation by seeds is only done for research purposes, reason why we propose to implement the method of in vitro micropropagation by applying different concentrations of gibberellic acid and then to achieve by means of this technology a mass propagation system of high genetic and phytosanitary quality, at low costs and in quantities sufficient to supply the requirements. The mother plants used came from the Biotechnology Laboratory of the Potato and Andean Crops Institute of the National University of Trujillo. Nodal segments were used with a bud and cultivated in M & S, 1962 supplemented with 0.00, 0.50 and 1.00 ppm of gibberellic acid, which constituted the treatments. The effect of these concentrations on the parameters seedling height, number of roots and most developed root was analyzed. The analysis of variance applied did not find significant differences between these treatments and for the analyzed parameters, concluding that, at the concentrations essayed, gibberellic acid does not exert any effect, so it is possible to micropropagate *S. rebaudiana* by nodal segments without the presence of this phytoregulator.

Keywords: *Stevia rebaudiana*, micropropagation, gibberellic acid.

Citación: López, E.; A. López & A. De la Cruz. 2017. Efecto del ácido giberélico en la propagación *in vitro* de *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "estevia". Arnaldoa 24(2): 599-608. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24211

Introducción

Stevia rebaudiana (Bertoni) Bertoni, conocida comúnmente como "estevia", "ka'a he'ê" (en guaraní, hierba dulce), "hoja dulce" (Durán *et al.*, 2012; Herrera *et al.*, 2012; Jarma, 2010; Jeria & Pozo, 2011; Martínez *et al.*, 2016; Quezada, 2011; Salvador *et al.*, 2014), es una especie medicinal originaria del suroeste de Brasil y Paraguay (Durán *et al.*, 2012; Herrera *et al.*, 2012; Jarma, 2010; Oviedo *et al.*, 2015; Salvador *et al.*, 2014).

Es una planta herbácea, perteneciente a la familia Asteraceae, presenta tallo erecto, subleñoso; durante su desarrollo inicial no posee ramificaciones, tornándose multicaule después del primer ciclo vegetativo, llegando a producir hasta 20 tallos en tres a cuatro años; puede alcanzar hasta 90 cm de altura en su hábitat natural y en los trópicos puede llegar a tener alturas superiores a 100 cm., raíz pivotante, filiforme, no profundiza distribuyéndose cerca de la superficie, hojas de forma elípticas, ovales o lanceoladas, algo pubescentes; presentan disposición opuesta en sus estados juveniles, y alternas cuando las plantas llegan a su madurez fisiológica, previa a la floración, la flor es hermafrodita, pequeña y blanquecina; su corola es tubular, pentalobulada, en capítulos pequeños terminales o axilares, agrupados en panículas corimbosas, es autoincompatible, por lo que la polinización es entomófila; se dice que es de tipo esporofítico y clasificada como apomíctica obligatoria, el fruto es un aquenio que puede ser estéril o fértil y diseminado por el viento, se clasifica como una planta de día corto, situando el fotoperíodo crítico de 12 a 13 horas según el ecotipo (Herrera *et al.*, 2012; Jarma, 2010; Landázuri & Tigrero, 2009; Martínez, 2015; Quezada, 2011).

Actualmente su cultivo se ha extendido a muchos países, entre ellos, Japón, China, Taiwán, Tailandia, Indonesia, Filipinas, Australia, Rusia, Ucrania, Kazajstán, Malasia, Indonesia y América Latina (Martínez *et al.*, 2016; Oviedo *et al.*, 2015).

No existe uniformidad de criterios en requerimientos de suelo; en su estado natural crece en suelos de baja fertilidad, ácidos, de tipo arenoso, orgánicos y de alta humedad. La planta es rústica y poco exigente en lo que a composición y humedad del suelo se refiere. La tierra ideal es la areno-arcillosa con regular proporción de humus, se adapta bien a suelos arcillosos con buen drenaje, no así en lugares con exceso de humedad. Naturalmente crece a pH entre 4 a 5, pero crece mejor si los suelos tienen pH entre 6.5 a 7.5, siempre que no sean salinos (Salazar, 2014; Taiariol & Molina, 2010).

"No tiene efectos tóxicos y, por el contrario, es saludable, gracias a una gran experiencia y según el estudio del Dr.Rebaudi" (Meienberg *et al.*, 2015). En 1997 purificaron el extracto de estevia obteniendo un esteviósido, como un polvo blanco y altamente higroscópico, por lo cual hay que mantenerlo en un envase hermético para evitar la humedad y parece tener muy poca o ninguna toxicidad aguda. Del mismo modo, el consumo crónico de este esteviósido se cree que representa poco riesgo basado en los estudios en humanos. En 1985 mostraron que el consumo oral del esteviósido en cantidades elevadas como 550 mg/kg de peso corporal al día (es decir 200 veces la ingesta máxima probable de alrededor de 2 mg/kg/peso corporal/día por 2 años), no tuvo efectos tóxicos o cancerígenos en ratas. Sin embargo los efectos farmacológicos son sugeridos por otros estudios, como la reducción de la presión arterial y los niveles de glucosa en sangre. Además, el metabolito de la aglicona, el esteviol, se informó que es mutagénico y bactericida en *Salmonella*

typhimurium TM677. Por lo tanto, los efectos biológicos e interacciones adversas con fármacos se desconocen. (Durán *et al.*, 2012).

Ante la creciente demanda de productos bajos en calorías o sin calorías, la estevia ha tomado un sitio muy importante en la canasta familiar, se emplea como edulcorante de mesa, en la elaboración de bebidas, dulces, mermeladas, chicles, en pastelería, confituras, yogures, entre otros. Pero además de sus propiedades endulzantes, tiene importantes efectos sobre la salud. Recientemente fue aprobado para su utilización comercial por el Joint Food and Agriculture Organization/World Health Organization Expert Committee on Food Additives (Joint Food and Agriculture Organization/World Health Expert Committee on Food Additives, 2005), y mas recientemente la aprobación como Generalmente Reconocido como Seguro (GRAS por sus siglas en ingles) de la Food and Drug Administration. El Comité Mixto FAO/OMS de Expertos en Aditivos Alimentarios (JECFA) en sus reuniones 68ª y 69ª del año 2008, estableció una Ingestión Diaria Admisible (IDA) para los glucósidos de Esteviol de 0–4 mg por kg de peso corporal por día, expresada como Esteviol. Los glucósidos de Esteviol son una mezcla de componentes de diferentes pesos moleculares. Dado que el componente activo efectivo es la parte de Esteviol de las distintas moléculas, la IDA se refiere al peso molecular del total de Esteviol presente en la mezcla (Durán *et al.*, 2012; Salvador *et al.*, 2014).

La planta se propaga principalmente por semillas que resultan de la polinización cruzada, que implica recombinación genética y, por lo tanto, alta heterogeneidad en cuanto al crecimiento y la producción de steviósidos (Alvarenga & Salazar, 2015; Martinez, 2015), es difícil debido a los bajos porcentajes de germinación, dificultad para cosechar la semilla y los altos grados de variabilidad genética. La producción de plántulas a través de semilla se realiza en almácigos convencionales, similares a los de otras hortalizas, pero con algunas recomendaciones y prácticas especiales, como poner cobertura inmediatamente después de sembrar, con una tela fina, para evitar que las semillas sean arrastradas por el viento. Por todos los inconvenientes que se han analizado, la propagación por medio de aquenios es útil para el mejoramiento genético, pero no para cultivos comerciales. Debido a la alta heterogeneidad de las plantas obtenidas a través de semillas, la propagación agámica es la mejor, ya que conserva las características de la planta madre. Se ha recurrido a la reproducción asexual mediante estacas para tratar de obtener materiales homogéneos; sin embargo, el hábito de crecimiento y el tamaño limitado de la planta hacen la propagación por estacas lenta e ineficiente para producir grandes cantidades, y se obtiene bajo número de individuos por planta (Alvarenga & Salazar, 2015; López *et al.*, 2016; Suarez & Quintero, 2014; Vázquez *et al.*, 2014).

El cultivo de tejidos es otro método de propagación vegetativa que permite plantaciones más uniformes en cuanto a su crecimiento y producción de esteviósidos; además, se obtiene una rápida multiplicación clonal, que ha mostrado ser un método que garantiza alta eficiencia y gran estabilidad genética en las plantas producidas (Suarez & Quintero, 2014; Vázquez *et al.*, 2014). En la actualidad, la micropropagación o propagación *in vitro*, se está aplicando con gran éxito en una gran gama de cultivos hortícolas, ornamentales, frutales y forestales (Oviedo *et al.*, 2015), se define como cualquier procedimiento

aséptico que comprenda la manipulación en las plantas de órganos, tejidos o células que produzcan poblaciones de plántulas "limpias", contrario a la propagación vegetativa no aséptica o convencional (Martínez, 2015). Las ventajas de la micro propagación, en comparación con sistemas convencionales, son el incremento acelerado del número de plantas, la disminución del tiempo de multiplicación, un mayor número de plantas por superficie utilizada, el mayor control de la sanidad, el fácil transporte para intercambio internacional de materiales y la posibilidad de multiplicar rápidamente especies en peligro de extinción (Martínez, 2015; Vásquez, 2012).

Las giberelinas son hormonas de crecimiento, cuyo efecto más notable es inducir crecimiento en longitud, su estructura básica está constituida por un anillo de ent-giberelano, algunos de los cuales poseen actividad hormonal. Pueden actuar como reguladores endógenos del crecimiento controlando diversos procesos del desarrollo de las plantas, tales como la germinación, la elongación del tallo, la expansión de las hojas, el desarrollo de los tricomas y la inducción de flores y frutos. Al respecto, mencionan que las GAs controlan aspectos importantes en el desarrollo de las plantas, actuando como estimulantes del crecimiento, por lo que se obtiene un mayor tamaño. Una de las funciones más importantes de las GAs es la promoción del crecimiento del tallo, hojas y raíces, esto se debe a la inducción de la división celular, pues acortan la interface del ciclo celular al inducir a las células a sintetizar ácido desoxirribonucleico (Ortega *et al.*, 2013), por lo que en el presente trabajo nos proponemos determinar el efecto de diferentes concentraciones de ácido giberélico en la propagación *in vitro* de *S. rebaudiana*.



Fig. 1. Plántulas de *Stevia rebaudiana*, "estevia", donadoras de explantes.

Material y métodos

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología del Instituto de Papa y Cultivos Andinos, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, ubicada en la avenida Juan Pablo II de la ciudad de Trujillo.

El material biológico, cuya muestra se encuentra registrada en el Herbarium Truxillense (HUT) (Thiers, 2017) con el número 59195, procedió de plántulas *in vitro* de *Stevia rebaudiana*, del Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos de la Universitad Nacional de Trujillo (Fig. 1).

Las plántulas *in vitro*, fueron manipulados en cámara de flujo laminar utilizando como explantes segmentos de tallo con una yema axilar de aproximadamente 1 cm de longitud. El medio de cultivo empleado fue el MS (1962) con vitaminas, sacarosa (30 g/l), agar (0.8%) y suplementado con ácido giberélico (AG_3) (Tabla 1). El pH se ajustó a 5.8 con NaOH 1N o HCl, llevado a baño maría, servido en

Tabla 1. Concentraciones de ácido giberélico (AG3) para la mutiplicación *in vitro* de plántulas de *Stevia rebaudiana* "estevia".

Tratamiento	AG3 (ppm)
1	0,0
2	0,5
3	1,0
4	1,5



Fig. 2. Diseño de *Stevia rebaudiana* "estevia".

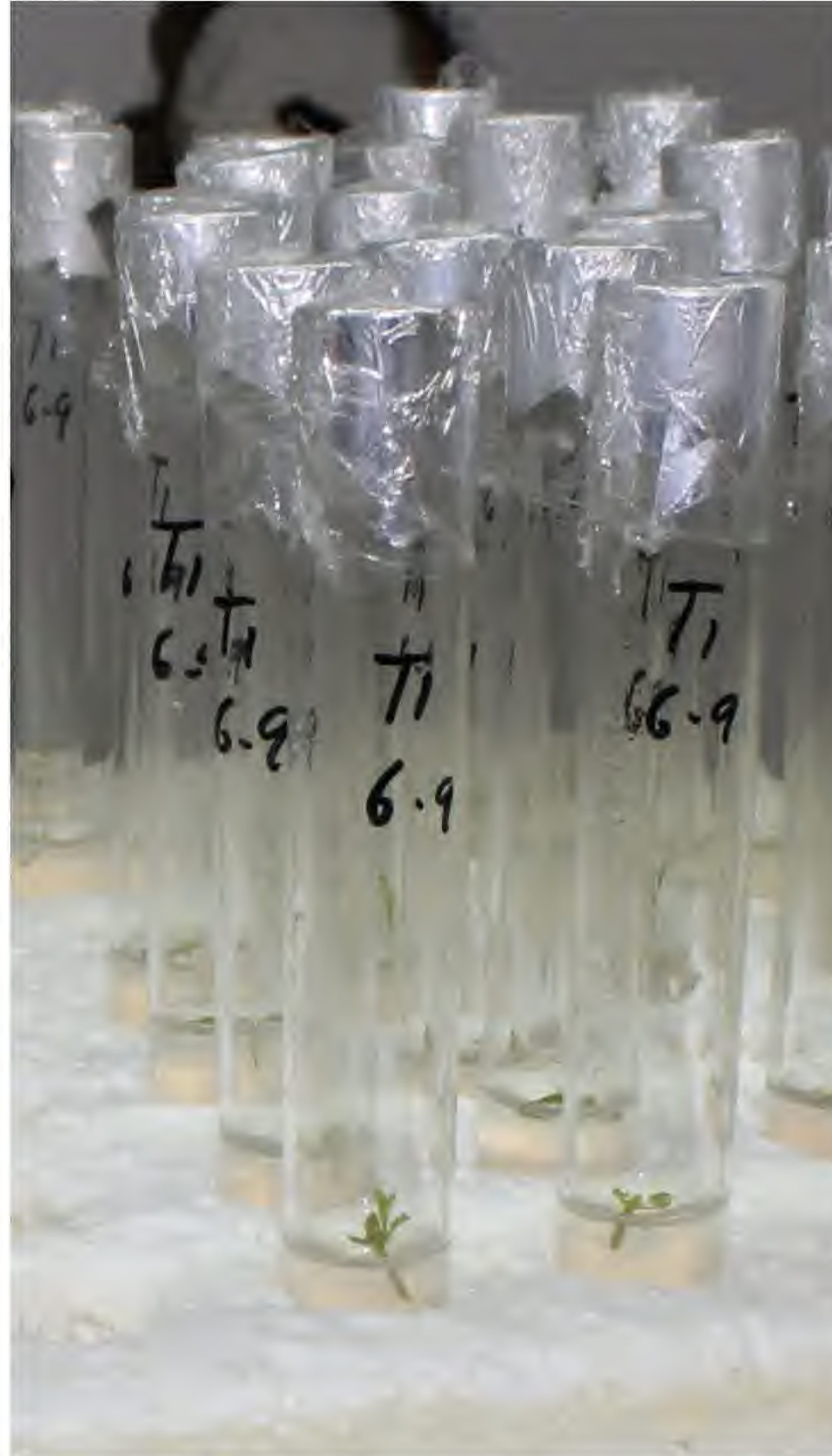


Fig. 3. Crecimiento de yema axilar *Stevia rebaudiana* “estevia”.

tubos de ensayo (19 x 98 mm) y tapados con papel aluminio. Fue esterilizado a 121°C y 1 atm de presión durante 20 minutos. Posteriormente, los explantes se colocaron en el cuarto de incubación durante 30 días de 26 ±1°C bajo un régimen de fotoperiodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad.

Los brotes nuevos de *Stevia rebaudiana* "estevia", crecieron a partir de las yemas axilares presentes en los explantes (Fig. 3). La toma de datos, altura de plántula, número de brotes y número de raíces se realizó a los 30 días después de sembradas. Para el análisis estadístico se utilizó el Diseño Completamente al Azar (DCA) (Fig. 2), con su análisis de varianza (ANOVA), con un nivel de significancia del 95% (Steel & Torrie, 1989).



Fig. 4. Plántulas de *Stevia rebaudiana* “estevia”, a los 30 días de sembradas.

Resultados y Discusión

Con la finalidad de inducir la proliferación de brotes adventicios a partir de yemas axilares presentes en los segmentos nodales, estos se cultivaron en diferentes concentraciones de ácido giberélico (Tabla 2).

Tabla 2. Efecto de diferentes concentraciones de ácido giberélico sobre la multiplicación de *Stevia rebaudiana* "estevia", a los 30 días de sembradas.

Tratamiento	Altura (mm)	N° brotes	N° raíces
T1	2,892	2,778	0,472
T2	2,628	2,743	0,171
T3	2,572	2,444	0,278
T4	3,003	2,829	0,139

De los resultados obtenidos, todos los medios de cultivo utilizados indujeron la formación de brotes y raíces a apartir de los segmentos nodales, no presentando diferencias significativas de acuerdo al análisis de varianza aplicado, aspectos que pueden atribuirse al fenómeno conocido como habituacion, dado que las plantas madres donadores de explantes, procedían de cultivos *in vitro* (Torres *et al.*, 1991). El tratamiento T4 presenta un ligero incremento en altura y número de brotes, con 1,5 ppm de AG_3 (Tabla 2), en relación al T1 que es el tratamiento control. Esto contradice a lo obtenido por Lee (2003), en brotes cultivados de anturio, ya que en presencia de 0.5 mg L-1 de ácido giberélico mostraron desarrollo acelerado y alargamiento de los entrenudos de dos variedades, 'Kalapana' con 11.7 mm y 'Midori' 16.7 mm.; pero al cabo de 60 días; con 0.2 mg L-1 de ácido giberélico disminuyo la altura 'Midori' 8.0 mm y 'Kalapana' únicamente 2.5 mm y mostraron los valores más bajos cuando la concentración de ácido giberélico fue de 1.0 mg L., sin embargo Martínez (2016), reporta que los reguladores de crecimiento (6-BAP y AIB), aplicados al medio de cultivo, causaron una disminución en el número de brotes obtenidos a partir de los segmentos nodales con respecto al tratamiento control donde el promedio por explante fue de 1,93.

Respecto al número de raíces, la presencia de las mismas en todos los tratamientos, nos están indicando la intervención de hormonas endógenas promotoras de raíces, muy frecuente en polantas herbáceas (Barceló *et al.*, 1992); sin embargo, el mayor número de raíces se registró en ausencia de AG_3 (tabla 1), aun cuando no hubo estadísticamente diferencias significativas, aspecto que se explicaría por la intervencion normal de hormonas endógenas, tal como se ha reportado para ortras especies (Randall *et al.*, 2014).

Conclusión

El ácido giberélico (AG_3), a las concentraciones trabajadas, no ejerce efecto estadísticamente significativo para las variables, altura de planta, número de brotes y número de raíces.

Contribución de los autores

E. L.: Concepción, revisión crítica del proyecto y aprobación de la versión final.

A. L.: Recolección de datos, redacción, análisis e interpretación de los mismos. A. D. I. C.: Análisis, interpretación de los datos, revisión crítica del texto

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Alvarenga, S. & T. Salazar. 2015. Micropropagación masiva de *Stevia rebaudiana* Bertoni en sistemas de inmersión temporal. Cultivos Tropicales, 36 (3): 50-57.

Barceló, J.; G. Rodrigo; B. Sabater & R. Sánchez. 1992. Fisiología Vegetal. 6ta. Edición. Edit. Pirámide. Madrid, España.

Durán, S.; M. Rodríguez; K. Cordón & J. Record. 2012. Estevia (*Stevia rebaudiana*), edulcorante natural y no calórico. Rev. Chil. Nutr., 39 (4): 203-206. versión On-line *ISSN 0717-7518 http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182012000400015.*

Jarma, A. 2010. Adaptación de dos clones de estevia (*Stevia rebaudiana* Bert.) a tres ambientes del Caribe Colombiano. Tesis de doctorado. Universidad Nacional de Colombia.

Jeria D. & A. Pozo. 2011. Estudio del secado convectivo de hojas de *Stevia rebaudiana* y factibilidad técnico-económica de una planta elaboradora de edulcorante a base de stevia. Tesis de Grado. Universidad de Chile.

Herrera, F.; R. Gómez & C. González. 2012. El cultivo de Stevia (*Stevia rebaudiana*) Bertoni en condiciones agroambientales de Nayarit, México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Folleto Técnico número 19, Primera Edición. ISBN: 978-607-425-819-6. México. 43 pp.

Landázuri, P. & J. Tigrero. 2009. *Stevia rebaudiana* Bertoni, una planta medicinal. Bol. Téc. Edición Especial. ESPE. Ecuador.

Lee, H.; J. Cruz & B. García. 2003. Proliferación de Brotes Múltiples y Aclimatación de Anturio (*Anthurium andreanum* L.) 'Midori' Y 'Kalapana' cultivados *in vitro*. Rev. Fitotec. Mex., 26 (4): 301 – 307.

López, E.; E. Gil & A. López. 2016. Enraizamiento de esquejes de *Stevia rebaudiana* Bertoni (Asteraceae) "estevia", aplicando dosis creciente de ácido indolbutírico. Arnaldoa 23 (2): 569 – 576.

Martínez, M. 2015. Stevia rebaudiana (Bert.) Bertoni. Una revisión. Cultrop. *36*(1): 5-15. La Habana. versión On-line ISSN 1819-4087. Disponible en http://scieloprueba.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258- 93620150005000001&lng=es&tlng=es. Acceso; 25 de julio del 2017.

Martínez, D.; A. Urrea; E. Jiménez & L. Atehortua. 2016. Estrategia para la propagación *in vitro* de *Stevia rebaudiana* Bertoni. Rev. Biotec. Veg., 16 (3): 131 – 142.

Meienberg F.; L. Sommer; T. Lebrecht; M. Lovera; S. Gonzalez; B. Luig; V. Bremen; K. Steiner; M. Glauser & U. Kienle. 2015. El sabor agridulce de la stevia. Publicación de la Declaración de Berna, CEIDRA, Misereor, Pro Stevia Suiza, SUNU, Universidad de Hohenheim (Alemania), Universidad Católica Nuestra Sra. de la Asunción.

Ortega, L., J. Ocampo, C. Martínez, A. Pérez y J. Sánchez. 2013. Efecto de las giberelinas sobre el crecimiento y calidad de plántulas de tomate. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud www.biotecnia.uson.mx Universidad de Sonora. 15(3): 56 - 60.

Oviedo, D.; **S. Alvarenga, S. Evangelista, G. Sepúlveda & M. Rodríguez.** 2015. Micropropagación de *Stevia rebaudiana* Bertoni, un Cultivo Promisorio para México. Bio Tecnología. 19 (2): 14-27.

Quezada, F. 2011. Propagación por esquejes de stevia (*Stevia rebaudiana* Bert) en tres sustratos y dos dosis de hormona de enraizamiento bajo invernadero en el Cantón Santa Isabel. Tesis de Grado. Universidad de Cuenca. Ecuador.

Randall, C.; D. Flores, L. Alvarado, A. Schmidt, C.Alvarado. 2014. Cultivo *in vitro* del tomate de árbol (Cyphomandra betacea (Cav.) Sendt. (Fenotipo naranja) proveniente de Costa Rica. Tecnología en Marcha. Revista VI Encuentro de Investigación. 45-55.

Salazar T. 2014. Caracterización de los sitios de cultivo potenciales en Costa Rica para la especie *Stevia rebaudiana* Bertoni. Tesis de Maestría. Instituto Tecnológico de Costa Rica.

Salvador, R.; M. Sotelo & L. Paucar. 2014. Estudio de la Stevia (*Stevia rebaudiana* Bertoni) como edulcorante natural y su uso en beneficio de la salud. Scientia Agropecuaria 5 (3*):* versión impresa ISSN 2077-9917.

Steel H. & J. Torrie. 1989. Bioestadística. McGraw-Hill Co. México.

Suarez, I. & I. Quintero. 2014. Micropropagación de *Stevia rebaudiana* Bertoni, un endulzante natural a

través de explantes con meristemos pre-existentes. Rev. Colomb. Biotecnol., 16 (1): 29-33.

Taiariol, D. & N. Molina. 2010. Alternativas Productivas. Producción de *Stevia rebaudiana* Bertoni (Ka’a He’ê) en Bella Vista (Corrientes). Análisis técnico y económico de una alternativa sustentable. EEA INTA Bella Vista, Argentina. Publicación Técnica Nº 37 ISSN 1515-9299. 17 pp.

Thiers, B. 2017. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden’s Virtual Herbarium. Disponible: http://sweetgum.nybg.org/science/ih/. Acceso: 28 agosto 2017.

Torres, A.; L. Styer & J. Amauri. 1991. Cultura de tecidos e transfromacao Genética de Plantas. Vol II. Servico de producao de informacao-SPI. Brasilia. DF.

Vázquez L. 2012. Cultivo *in vitro* de *Stevia rebaudiana* Bertoni. Tesis de Maestria. Colegio de Postgraduados. México.

Vázquez, L.; A. Robledo; A. Muratalla & V. Conde. 2014. Micropropagación de *Stevia rebaudiana* Bertoni y detección de steviósidos. Bioagro 26(1): 49-56.

Arnaldoa 24 (2): 609 - 618, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24212

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Características germinativas de semillas de *Theobroma cacao* L. (Malvaceae) “cacao”

Germination characteristics of seeds of *Theobroma cacao* L. (Malvaceae) “cacao”

Segundo Eloy López Medina & Armando Efraín Gil Rivero
Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II, Trujillo, PERÚ.
seellome88@gmail.com a.gr108@hotmail.com



Recibido: 1-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Las semillas de *Teobroma cacao* L. (Malvaceae) son llamadas alimento de los dioses debido a su elevado contenido energético y por ser rica fuente de vitaminas, minerales y antioxidantes. Debido a que el chocolate es el principal producto de sus semillas, su cultivo se ha extendido en el mundo y es importante conocer las diferentes vías de propagación para generar poblaciones uniformes y vigorosas, para optimizar la producción. Ante ello, se tomó como objetivo de investigación determinar las características germinativas de semillas de *T. cacao* L. "cacao". El material vegetal (semillas) provino de la campiña La Merced-Laredo y la fase experimental se realizó en el Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos de la Universidad Nacional de Trujillo, mediante un diseño estadístico completamente al azar, con tres repeticiones por tratamiento. Se determinó el porcentaje de germinación, emergencia y vigor germinativo, además se estimó la viabilidad empleando el reactivo 2, 3, 5-trifeniltetrazolio. Se concluye que el lote evaluado de semillas de *T. cacao* L. presentó un 88,9 % de germinación y un 71,1 % de emergencia. Su vigor germinativo fue de 80,3 %, mientras que el ensayo de viabilidad discriminó la existencia de un 40% de semillas viables de alto vigor, un 35 % de semillas viables de bajo vigor y un 25 % de semillas no viables.

Palabras clave: características germinativas, semillas, *Theobroma*, cacao.

Abstract

The seeds of *T. cacao* L. (Malvaceae) are called the food of the gods because of their high energy content and their provision of vitamins, minerals and antioxidants. As the chocolate is the main product of its seeds, its cultivation has spread in the world and it is important to know the different ways of propagation to generate uniform and vigorous populations, to optimize production. The objective of this research was to determine the germinative characteristics of seeds of *T. cacao* L. "cacao". The plant material (seeds) came from the La Merced-Laredo countryside and the experimental phase was carried out in the Biotechnology Laboratory of the Potato and Andean Crops Institute of the National University of Trujillo, with a completely random statistical design, with 3 replicates per treatment. The germination percentage, emergence and germinative vigor was determined and viability was also estimated using the reagent 2, 3, 5-triphenyltetrazolium. As conclusion, the evaluated seed lot of *T. cacao* L. showed 88.9 % of germination and 71.1 % of emergence. Its germinative vigor was 80.3 %, while the viability study showed the existence of 40% of viable seeds with high vigor, 35 % of viable seeds with low vigor and 25 % of non-viable seeds.

Keywords: germination characteristics, seeds, *Theobroma,* cacao.

Citación: López, S. E. & A. E. Gil. 2017. Características germinativas de semillas de *Theobroma cacao* L. (Malvaceae) "cacao". Arnaldoa 24(2): 609-618. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24212

Introducción

Theobroma cacao L. es originario del bosque húmedo tropical de América del Sur, cultivándose comercialmente desde el nivel del mar hasta los 1200 metros de altitud. De acuerdo a su distribución geográfica, la mayor concentración de áreas de cacao está entre los 10º de latitud norte y 10º de latitud sur de la línea ecuatorial, distribuidos en el oeste africano, América Latina y sureste de Asia. La planta del cacao crece entre 5-8 metros. Sus hojas son lanceoladas, mientras que las flores son pequeñas y se ubican en el tejido maduro, de tronco y ramas. El fruto es una baya grande denominada mazorca, llamado "alimento de los dioses" por los aborígenes americanos. Dentro del fruto es posible encontrarse más de 20 semillas de color violeta y blanco incrustadas en una

masa de pulpa (Ganoza *et al*., 2012; De la Cruz & Pereira, 2009).

El “cacao” es uno de los productos agrícolas de mayor importancia en el mundo, debido a que se obtienen subproductos de gran valor nutritivo. Es considerado como un superalimento debido a su capacidad antioxidante y el contenido de compuestos tales como polifenoles, los cuales están vinculados con potenciales beneficios para la salud. Además, posee otros compuestos orgánicos de utilidad farmacológica, por ejemplo, la cafeína, la teofilina y la teobromina. Siendo este último un potente estimulante cardiovascular y del sistema nervioso central. De igual manera, el ácido genístico se comporta como un potente antirreumático y analgésico (Crozier *et al*., 2011; Waizel *et al*., 2012).

Como un método común de propagación, se utiliza semilla botánica. Es importante considerar que las semillas de *T. cacao* no toleran la desecación por ser recalcitrantes, reduciéndose su energía germinativa si son almacenadas. Las semillas son la unidad de reproducción sexual de las plantas y tienen la función de multiplicar y perpetuar la especie a la que pertenecen. Al emplearlas es necesario conocer el biotipo y las principales características de las plantas productoras de dichas semillas para que reciban un adecuado tratamiento, con la finalidad de que estas puedan crecer uniformes y con alta producción (Rangel *et al*., 2011; Doria, 2010; Ganoza *et al*., 2012).

En los últimos años se han producido importantes avances en el mundo de las semillas, lo que ha conllevado a una agricultura más tecnificada, asegurándonos que la germinación y nascencia de la plántula sean correctas. Los ensayos de germinación ofrecen una primera información respecto a la calidad de las semillas, al evaluar el poder germinativo de las semillas y estimar su valor potencial para la siembra en campo. Estimar un porcentaje de germinación y emergencia no basta para expresar la calidad de una semilla, sino más bien es necesario conocer su calidad fisiológica a través de la determinación de la vitalidad y del vigor germinativo (Rodríguez *et al*., 2008; CATIE. 2000). Considerando lo anteriormente mencionado, se propuso como objetivo la determinación de las características germinativas de semillas de *Theobroma cacao* L. “cacao”.

Material y métodos

La especie *T. cacao* L. empleada en el presente trabajo se encuentra registrada en el Herbarium Truxillense (HUT), con registro Nº 59056. La fase experimental se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología del Instituto de la Papa y Cultivos Andinos de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo. El experimento contó con 180 semillas de *T. cacao L.* con capacidad de germinar, colectadas de los árboles de la campiña La Merced-Laredo, provincia de Trujillo. Primero se procedió a colectar frutos maduros (mazorcas), de los cuales se obtuvieron las semillas. Fueron seleccionadas las semillas de en medio del fruto, por ser de mayor tamaño y no presentar defectos. Posteriormente, se eliminó la pulpa que rodea la semilla frotándola con arena y realizando lavados con agua limpia. Una vez que estuvieron listas se sumergieron en una solución de Benlate a 1 g por litro, durante 5 minutos.

Determinación del porcentaje de germinación (% G) de semillas de *T. cacao* L.

Para la prueba de germinación, se seleccionaron al azar tres bloques de semillas con tres repeticiones cada uno.

Cada repetición constó de diez semillas, las cuales fueron distribuidas en placas de Petri, previa colocación de ocho discos de papel filtro estériles humedecidos con agua destilada estéril. El porcentaje de germinación se determinó con la siguiente formula: % G = (Sg/Ss) x 100, donde Sg = nº de semillas que germinan y Ss = nº total de semillas sembradas (Gómez, 2004; Hartmann & Kester, 1980).

Determinación del porcentaje de emergencia (% E) de semillas de *T. cacao* L.

Para la prueba de emergencia se utilizó como sustrato arena, previamente desinfección con lejía al 2 % y solarización. Se seleccionaron tres bloques de semillas con tres repeticiones cada uno. Cada repetición consto de diez semillas, las cuales fueron sembradas en una bandeja de germinación. El porcentaje de emergencia se determinó con la siguiente formula: % E = PE/TS x 100, donde: PE = Plántulas emergidas durante el ensayo y TS = Total de semillas sembradas. Se consideró la plántula emergida cuando se observaron los cotiledones fuera de la envoltura seminal (Navarro *et al*., 2012).

Determinación de la vitalidad de semillas *T. cacao* L. a través del índice de índice de Czbator.

Para obtener el índice de Czbator, se utilizó la información proveniente del ensayo de porcentaje de germinación, estimándose su porcentaje promedio acumulativo, para obtener un gráfico. Los valores obtenidos se remplazaron en la fórmula IC = VA x GMD, donde: VA es el valor más alto del porcentaje de germinación dividido entre el número de días que se requirió para llegar a ese punto y GMD es la germinación media diaria, que es el porcentaje final de la germinación dividido entre el número de días de posible duración de la prueba (Hartmann & Kester,1980).

Determinación de la viabilidad de las semillas con 2, 3, 5-trifeniltetrazolio

Se empleó la siguiente metodología: 1) Se remojaron en agua diez semillas de *T. cacao* L.; 2) Se preparó 2, 3, 5-trifeniltetrazolio al 0,1% en un frasco ámbar; 3) Las semillas fueron cortadas por la mitad y se distribuyeron en dos placas de Petri; 4) Se colocaron las placas de Petri en cámara oscura donde se agregaron 10 ml de la solución de 2, 3, 5-trifeniltetrazolio, observándose que las semillas estén embebida en la solución; 5) Se dejó reposar por un periodo de 30 minutos y se tomaron los resultados, de acuerdo a la coloración del embrión. El porcentaje de viabilidad se determinó con la siguiente fórmula NR/NT x 100, donde NR = nº de semillas teñidas de rojo, NT = nº total de semillas evaluadas (Hartmann & Kester, 1980).

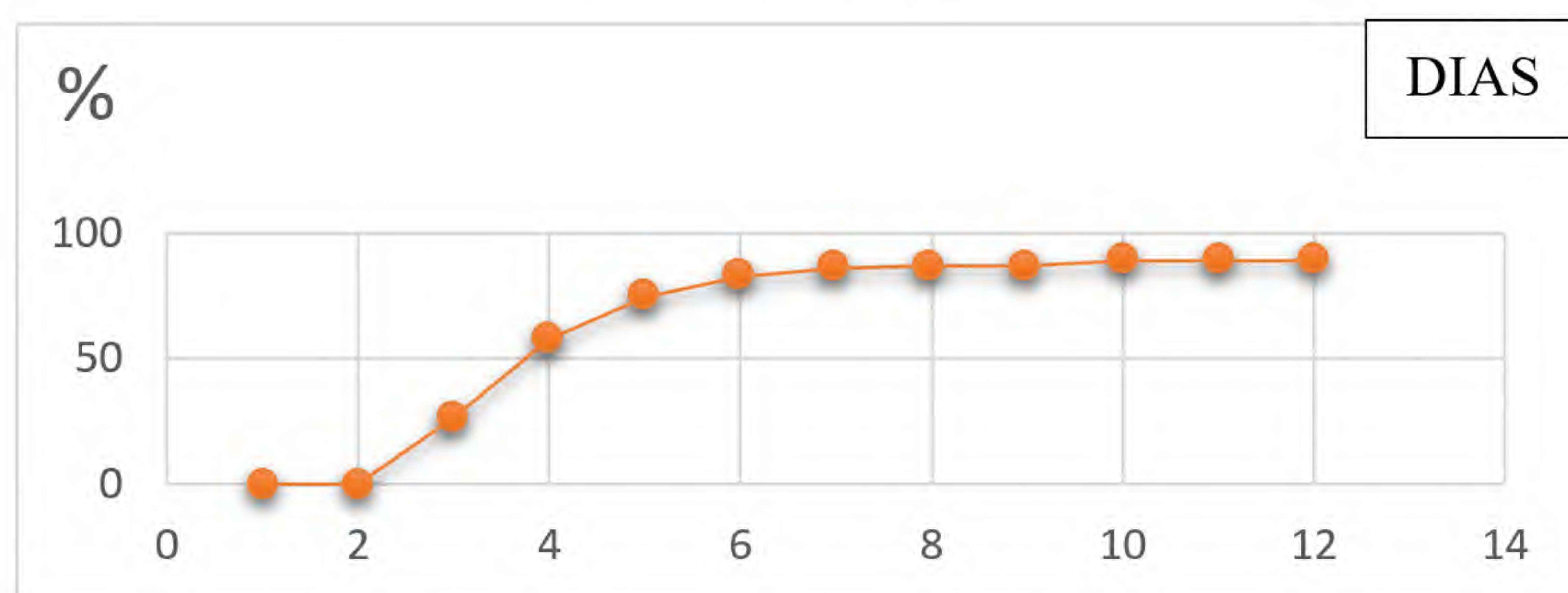


Fig. 1. Porcentaje promedio acumulativo de germinación de semillas *T. cacao L.* a los 12 días de evaluación.

Tabla 1: Resumen de las características germinativas de semillas de *T. cacao,* donde: (A): % semillas viables de alto vigor, (B): % semillas viables de bajo vigor y (C): % semillas no viables.

Germinación (%)	Emergencia (%)	Vigor (Czbator)	Viabilidad (%)		
			A	B	C
88.9	71.1	80.3	40	35	25



Fig. 2. Viabilidad de semillas de *T. cacao*, utilizando el reactivo 2, 3,5-trifeniltetrazolio. De acuerdo al grado de tinción del embrión, se observa: una semilla viable y de alto vigor (izquierda), una semilla viable de bajo vigor (derecha) y una semilla no viable (centro).

Resultados y discusión

Se arribó a los siguientes resultados para determinar las características germinativas de las semillas de *T. cacao* L. "cacao" y después de los análisis correspondientes.

La Fig. 1 y la Tabla 1 presentan los resultados del porcentaje promedio acumulativo de germinación y emergencia de semillas *T. cacao* L. Se puede observar un elevado porcentaje de germinación (88,9%) y un buen porcentaje de emergencia (71,1%), lo cual es indicador de una buena energía germinativa asociada a la rapidez en que una semilla puede germinar. Sin embargo, es importante considerar que las semillas frescas de "cacao" están cubiertas por una gran cantidad de mucílago, el cual desempeña papeles ecológicos importantes; pero, a su vez, puede afectar adversamente la germinación. Investigaciones han demostrado que la demucilización de las semillas de cacao confiere varias ventajas, incrementándose el porcentaje de germinación entre un 80-100 %, comparado con las semillas de mucílago no removido (Adu *et al.*, 2017).

En lo referente al índice de Czabator (Tabla 1), el 80,3 % es indicador de un buen vigor germinativo. Estudios afirman que un elevado vigor es sinónimo de una elevada tasa de crecimiento, reflejada en la

producción de plantulas normales. En base a este parámetro se corroboran los resultados obtenidos anteriormente, pues el vigor determina el nivel de actividad y capacidad de las semillas durante la germinación y emergencia (Aristizábal & Álvarez, 2006; Pérez & Pita, 2001).

La mayor y la menor viabilidad es evidenciada por el test de tetrazolio (Tabla 1 y Fig. 1), según la intensidad y grado de tinción, y se observa un 40 % de semillas viable de alto vigor más un 35 % de semillas viables de bajo vigor. Debido a la declinación de la energía germinativa, se observa un 25 % de semillas no viables. Investigaciones demuestran que este ensayo es muy sensible para evaluar calidad en lotes de semillas, estableciéndose diferentes niveles de vigor, según la coloración debido a una reacción de óxido-reducción entre el 2, 3, 5-trifeniltetrazolio con los tejidos vivos que respiran, originándose la formación de trifenil formazán. Por ello, las semillas cuyo embrión es rojo carmín son las de alto vigor. Estudios han considerado al test de tetrazolio como el más rápido y confiable para evaluar la calidad de lotes de semillas, de allí, las recomendaciones del empleo de esta técnica en múltiples trabajos de investigación (Hartmann & Kester, 1980; Pérez ,1997).

Conclusión

Respecto a las características germinativas de *Theobroma cacao* L. (Malvaceae) “cacao”, se concluye que presentan un elevado porcentaje de germinación (88,9 %) y un buen porcentaje de emergencia (71,1 %). Su vigor germinativo fue de 80,3 %, mientras que el ensayo de viabilidad, a través del test de tetrazolio, discriminó la existencia de un 40 % de semillas viables de alto vigor, un 35% de semillas viables de bajo vigor y un 25 % de semillas no viables.

Contribución de los autores

S. López.: Concepción de la idea del trabajo de investigación, interpretación de los datos y aprobación de la versión final del informe. E. Gil.: Ejecución del trabajo de campo, recolección y procesamiento de los datos, preparación y redacción de informe.

Conflictos de intereses

Los autores declaran que no existen ni se registran intereses financieros, de posición ni de otra clase.

Literatura citada

Adu, M.; T. Cobbinah; A. Asare; O. Yawson & J. Taah. 2017. Demucilaging Freshly Stored Seeds of Cocoa (*Theobroma cacao* L.) Improves Seedling Emergence and Growth. Journal of Botany. 10 pp.

Aristizábal, L. & P. Álvarez. 2006. Efecto del deterioro de la semilla sobre el vigor, crecimiento y producción del “maíz” (*Zea mays*). Agronomía 14:17 -24.

CATIE. 2000. Técnicas para la escarificación de semillas forestales. Disponible en: https://books.google.com.pe/books?id=I7hnkbi4BI0C&printsec=frontcover&dq=germinacion&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjq9r2R_vrUAhUMET4KHZR6DV4Q6AEIKzAC#v=onepage&q=germinacion&f=false [accedido 20.04.2017].

Crozier, S.; A. Preston; J. Hurst; M. Payne; J. Mann; L. Hainly & D. Miller.2011. “Cacao” seeds are a” Super Fruit”: A comparative analysis of various fruit powders and products. Chemistry Central Journal 5(1):5.

De la Cruz, E. & I. Pereira. 2009. Historias, saberes y sabores en torno al “cacao” (*Theobroma cacao* L.) en la subregión de Barlovento, Estado Miranda. Revista Universitaria de Investigación 10 (2): 97-120.

Doria, J. 2001. Generalidades sobre las semillas: Su producción, Conservación y su Almacenamiento. Cultivos Tropicales 31: 74-85.

Ganoza, R.; E. Normando; J. Rojas; U. Olguín; M. Zegarra, M. Moscol & R. Ganoza. 2012. Manual del cultivo de cacao blanco en Piura. Edit. Athenea, comunicación y cultura: Perú.

Gómez, R .2004. Estimación de la capacidad germinativa y el vigor de las semillas de Diomate (*Astronium graveolens* Jacq.) Sometidas a diferentes tratamientos y condiciones de almacenamiento. Re-

sum. Inf. investigac. Univ.Nac. de Colombia. 57 pp.

Hartmann, H. & D. Kester.1980. Propagación de plantas principios y prácticas. Edit. Continental: México.

Navarro, M.; G. Febles & T. Verena. 2012. Bases conceptuales para la estimación del vigor de las semillas a través de indicadores del crecimiento y el desarrollo inicial. Pastos y Forrajes 35(3): 233-246.

Pérez, M. & A. Arguello. 1997. Determinación del vigor por tetrazolio en semillas de maní (*A. hypogaea* L.) bajo condiciones distintas de almacenamiento. Agriscienta 14:19-24.

Pérez, G. & V. Pita. 2001. Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de las semillas. Edit. SALJEN: Madrid.

Rangel, M.; L. Córdova; A. López; A. Delgado; H. Zavaleta & A. Villegas. 2011. Tolerancia a la desecación en semillas de tres orígenes genéticos de cacao (*Theobroma cacao* L.). Revista fitotecnia mexicana 34(3): 175-182.

Rodríguez, I.; G. Adam & M. Durán. 2008. Ensayos de germinación y análisis de viabilidad y vigor de las semillas. Agricultura. 912, 836-838. Disponible en: https://www.researchgate.net /publication/275328970_Ensayos_de_germinacion_y_analisis_de_viabilidad_y_vigor_en_semillas [accedido 12 .04.2017].

Waizel. S.; B. Waizel; J. Magaña; P. Campos & J. San Esteban. 2012. "Cacao" y chocolate: seducción y terapéutica. Revista Anales Médicos 57(3): 236-245.

ANEXOS



Fig. 1. *Theobroma cacao* L. "cacao", fruto (mazorca).



Fig.2. *Theobroma cacao* L. "cacao", semillas en placa de Petri.



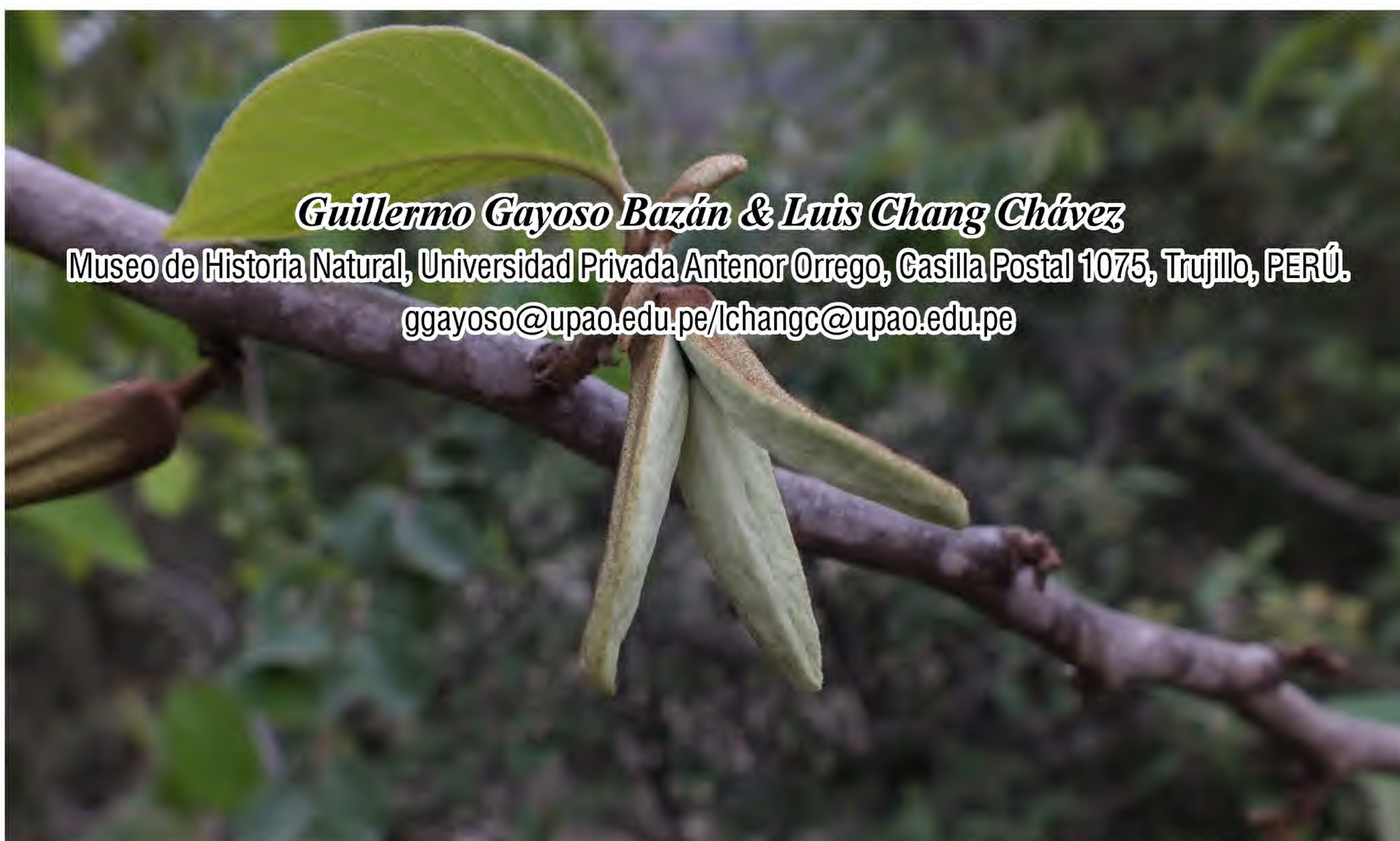
Fig. 3. *Theobroma cacao* L. “cacao”, indicador de emergencia de plántula.

Arnaldoa 24 (2): 619 - 634, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24213

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Annona cherimola Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico

Annona cherimola Mill. "custard apple" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru


Guillermo Gayoso Bazán & Luis Chang Chávez
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
ggayoso@upao.edu.pe/lchangc@upao.edu.pe



Recibido: 2-X-2017; aceptado: 30-X-2017; publicación online: 30-XI-2017; publicación impresa: 15-XII-2017

Resumen

Se describe e ilustra en detalle a *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizado como alimento en el Perú prehispánico. *Annona cherimola* habita en las vertientes occidentales del Perú, alrededor de 7°59′54,2″ S, 78°40′09,1″ O y 1632 m de elevación. Se indaga sobre su conocimiento popular en la población norteña peruana (región La Libertad), quienes la utilizan como alimento desde épocas prehispánicas. Asimismo, se identifican y describen representaciones de la mencionada fruta en la colección de cerámica prehispánica que custodia el Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, con el fin de establecer las evidencias que demuestren que fue utilizada por los pobladores en estos territorios antes de la llegada de los españoles.

Palabras clave: *Annona cherimola*, Annonaceae, fruta, Perú prehispánico.

Abstract

Annona cherimola Mill. "custard apple" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru, is described and illustrated in detail. *Annona cherimola* is found in the western slopes of Peru at 7°59′54.2″ S, 78°40′09.1″ W and 1632 m of altitude. We inquired about the common knowledge of "custard apple" or "cherimoya" in the population of the North Coast of Peru (La Libertad Region), who use it as food since pre-Columbian times. Moreover, we identified and described depictions of this fruit in the collection of pre-Columbian pottery of the Museum of Natural and Cultural History at Antenor Orrego University, Trujillo, Peru, in order to establish evidences that demonstrate its use by the inhabitants of Ancient Peru.

Keywords: *Annona cherimola*, Annonaceae, fruit, Ancient Peru.

Citación: Gayoso, G. & L. Chang. 2017. *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. Arnaldoa 24(2): 619-634. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24213

Introducción

La riqueza natural del Perú ya era reconocida desde los primeros cronistas que arribaron con la conquista española. En particular, sobre los frutales escribieron los sacerdotes jesuitas José de Acosta y Bernabé Cobo en las primeras décadas de la época virreinal. Ninguno de estos dos autores registra el nombre común "chirimoya" en los documentos consultados a la fecha, sino el de "anona", que bien puede referirse indistintamente a los frutos de *Annona reticulata*, *Annona squamosa* o *Annona cherimola* que observaron en sus viajes por distintas regiones del continente americano. Acosta (1590), en su obra *Historia natural y moral de las Indias,* incluso no diferenció entre "guanábana" (*Annona muricata*) y "anona", a las que los españoles también llamaban "manjar blanco" por su delicioso sabor, según él mismo registró (libro cuarto, capítulo 25). En cambio, Cobo (1653) dedicó un capítulo de su escrito *Historia del Nuevo Mundo* a las "anonas" y otro a su pariente la "guanábana" (libro sexto, capítulos 4 y 5). En ambos capítulos, describió brevemente los árboles y sus frutos, y concluyó elogiando el sabor de la "anona", mas no el de la "guanábana", que le pareció de mal gusto.

Tomado y adaptado del libro: *El Pan de América, etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador*, escrito por Estrella, 1992: 158-160:

Acerca del origen de la "chirimoya" existen dos versiones: una postula que es originaria de Mesoamérica y la otra se

inclina por su origen andino. Francisco Hernández, en su *Historia de las plantas de la Nueva España* (1946: II: 469), menciona el árbol llamado "anananca", que es una especie de anona y bien podría tratarse de la "chirimoya". El cronista Acosta (1954: 119) afirmaba que las anonas o "guanábanas" de la Nueva España (actual México) eran las mejores de las Indias. Cabe resaltar que los españoles denominaron "manjar blanco" a varias especies de anonas, entre las cuales podría estar la fruta que estudiamos. Cobo (1964, I: 240) en el siglo XVII es quien más explícitamente señala el origen mesoamericano de la "chirimoya" y su introducción al Perú:

"Ha pocos años que se da en este reino del Perú la chirimoya, la cual, donde yo primero la vi fue en la ciudad de Guatimala el año 1629, caminando para México; y pareciome fruta tan regalada, que sentí careciese della este reino; y así, envié desde allí una buena cantidad de sus pepitas a un conocido, para que las repartiese entre sus amigos, como lo hizo. De manera que cuando volví yo de México (al Perú), al cabo de tres años, hallé que ya habían nacido muchos destos árboles y llevaban frutos".

Respecto a su origen andino se han expuesto algunos datos: "chirimoya" es una palabra quechua que significa "semilla fría", es un árbol que crece especialmente en los valles templados de los Andes, a diferencia de *Annona squamosa* que es de clima tropical; por otra parte, el nombre antiguo de esta fruta, de acuerdo al investigador cusqueño Fortunato Herrera (1943), es "masa" que significa "fruta blanca", palabra lamentablemente perdida, pero de la que sobreviven toponimias. Garcilaso de la Vega en sus *Comentarios reales de los incas* (1971, III: 98) describe una fruta que puede ser la "chirimoya":

"También se da en la Andes otra fruta que los españoles llaman manjar blanco, porque partida por el centro parece dos escudillas de manjar blanco, en color y sabor; tiene dentro unas pepitas negras, como pequeñas almendras, no sirve para comer. Esta fruta es del tamaño de un melón pequeño; tiene la corteza dura y gruesa como la de una calabaza seca; dentro de ella se conserva la médula tan estimada".

Los reportes de los cronistas y administradores coloniales de los siglos XVI y XVII omiten el nombre de "chirimoya" cuando clasifican los frutos oriundos; sin embargo, esto no significa que no existiera esta planta. Quizás su consumo estaba restringido a grupos locales.

Además del conocido aprovechamiento de la "chirimoya" como alimento, también ha tenido aplicaciones en la medicina tradicional. Se conoce el uso como insecticida de las semillas o pepitas maceradas en agua, así lo afirma Varea (1922: 78) quien observó que con esa agua peinaban a los niños afectados por piojos. Dicho autor fue informado también de que la administración de las semillas ayudaba en el periodo de expulsión del parto.

Valor nutritivo

Pamplona (2004: 68-69), en su libro *El poder medicinal de los alimentos* al referirse a la "chirimoya", escribe:

La chirimoya es una fruta típicamente andina, aunque es una fruta tropical, crece en lugares elevados. Por eso los indígenas de los Andes dicen que aunque la chirimoya no soporta la nieve, le gusta verla de lejos.

Propiedades e indicaciones (según Pamplona, 2004: 68-69):

La "chirimoya" destaca por ser rica en azúcares (más del 21,6%), sobre todo la fructuosa y la sacarosa. Pero su contenido de proteínas y grasas es muy bajo.

Entre las vitaminas presentes destacan las del grupo B: B_1 o tiamina, la B_2 o riboflavina, la B_6 o piridoxina y la niacina; a tal punto que se puede afirmar que ninguna fruta fresca aporta tantas vitaminas del grupo B como la "chirimoya", a igual peso.

Respecto a los minerales, resalta su aporte de calcio, fósforo, hierro y potasio. Solo la "naranja", el "níspero", el "dátil" y la "frambuesa" contienen más calcio que la "chirimoya".

Es considerable su aporte energético de 94 calorías por cada 100 g (94 kcal/100 g) teniendo en cuenta que es una fruta fresca. Se recomienda su consumo para todas las edades, pero especialmente en la adolescencia y juventud (deportistas y estudiantes), por la energía, vitaminas y minerales que aporta.

Sus aplicaciones terapéuticas son las siguientes (Pamplona, 2004: 68-69):

Insuficiencia cardiaca: *La "chirimoya" aporta una cantidad considerable de energía en forma de azúcares, junto con las vitaminas del grupo B necesarias para que nuestro organismo aproveche eficazmente esa energía. Las vitaminas del grupo B presentes en la "chirimoya" actúan como catalizadores o facilitadores de la combustión de los carbohidratos, y también, de los ácidos grasos, que constituyen las dos fuentes más importantes de energía para las células del corazón.*

Todos los músculos del organismo, incluido el músculo cardiaco, aprovechan eficazmente la energía aportada por la "chirimoya". En caso de insuficiencia cardiaca, cuando el corazón late con menos fuerza de la necesaria, el consumo de "chirimoya" aporta vigor y energía a este noble órgano.

Además, la "chirimoya" contiene fibra vegetal, es diurética, rica en potasio y muy baja en sodio y en grasa, con lo que cumple con todos los requisitos para ser alimento cardiosaludable. Por si fuera poco, la "chirimoya" aporta una cierta cantidad de calcio, mineral necesario para la regulación de los latidos cardiacos.

Afecciones del estómago*: La pulpa cremosa y suave de la "chirimoya", unido a su efecto antiácido, ejerce un efecto beneficioso sobre el estómago. Muy recomendable en caso de gastritis y de úlcera gastroduodenal.*

Obesidad*: A pesar de su contenido relativamente alto en carbohidratos, la "chirimoya" da buenos resultados en las curas de adelgazamiento. Ello se debe a su efecto saciante. Una "chirimoya" de 300 g aporta menos de 30 kcal (calorías), pero, sacia tanto o más que un plato de comida o que un bocadillo, más ricos en calorías y en grasa. Y además de saciar, la "chirimoya" ejerce un efecto tonificante y vigorizante, por su contenido nutritivo. Por ello, permite reducir la ingesta de calorías sin sensación de desfallecimiento.*

Composición de la "chirimoya"

Según Pamplona (2004: 68), en su libro *El poder medicinal de los alimentos*, al referirse a la "chirimoya" indica que, por cada 100 g de parte comestible cruda, su composición es la siguiente:

Energía: 94,0 kcal = 358 kj

Proteínas: 1,30 g

Carbohidratos: 21,6 g

Fibra: 2,40 g

Vitamina A: 1,00 ug ER

Vitamina B_1: 0,100 mg

Vitamina B_2: 0,110 mg

Niacina: 1,30 mg EN

Vitamina B_6: 0,200 mg EN

Folatos: 14,0 ug

Vitamina C: 9,00 mg

Calcio: 23,0 mg

Fósforo: 40,0 mg

Hierro: 0,500 mg

Grasa total: 0,400 g

Grasa saturada: -

Colesterol: -

Sodio: 5,00 mg

% de la CDR (cantidad diaria recomendada) cubierta por 100 g de este alimento, termina escribiendo Pamplona.

Sanjinés *et al*. (2006: 331-332) al referirse a la "chirimoya" escriben: "*… La "chirimoya" conocida como la "reina de las frutas tropicales" (NRC, 1989) es originaria de los valles fríos, pero libre de heladas de los Andes en el sur del Ecuador. Ocurre comúnmente entre los 1500-2000 m de elevación y se la encuentra creciendo silvestre, en huertas y jardines. Se conocen excelentes cultivares cultivados a escala comercial en España, Chile, Australia, Israel y USA (Gardiazabal & Rosenberg, 1993). Los frutos son de agradable sabor, cremosos, jugosos y con alto contenido de azúcar. Se consume preferentemente como fruta fresca, se cortan en dos y se come con una cucharilla. Son usados principalmente para la elaboración de helados, néctares y ensaladas de frutas. También, se licúan para cubrir helados, mousses y con el jugo se elabora un delicioso vino. En Chile la "chirimoya" es favorita en waffles y galletas y en Perú es muy popular como helado y yogurt (NRC, 1989). En Bolivia, "la chirimoya" es una fruta de mesa y se la utiliza para preparar sorbetes y helados (Cárdenas, 1989)*".

Rodríguez *et al*. (2015), al publicar su trabajo denominado "Efecto del tiempo de exposición al ultrasonido sobre las características fisicoquímicas, reológicas y microbiológicas en la pulpa de "chirimoya" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae)", arriban a las siguientes conclusiones: El tiempo de exposición al ultrasonido, de 40 kHz, tiene efecto significativo sobre el contenido de sólidos solubles, acidez titulable, pH, viscosidad aparente, esfuerzo inicial al torque, índice de comportamiento reológico e índice de consistencia; así como también, en el recuento de mesófilos viables mohos y levaduras, en pulpa de "chirimoya" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae). La tecnología del ultrasonido es una alternativa importante en la conservación y elaboración de productos beneficiosos para la alimentación del ser humano.

Hipótesis

Annona cherimola Mill. "chirimoya" (Annonaceae) es una fruta utilizada como alimento por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Objetivo de trabajo

Establecer que *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae) es una fruta que viene siendo utilizada como alimento por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Material y métodos

-Método: Se utiliza el método científico, en sus formas: inductivo-deductivo y comparativo.

-Técnica: Observación, entrevista no estructurada.

-Instrumentos: Fotografías, dibujos, cuaderno de notas, formato de preguntas de la entrevista, ficha de datos. Los instrumentos fueron validados con opiniones de especialistas.

MATERIAL BIOLÓGICO

Para este estudio, se utilizaron diversos especímenes de plantas con flores y frutas de *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae) recolectados en el valle de

Moche, en los alrededores de Platanar y Plazapampa, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, durante las exploraciones botánicas programadas.

Exploraciones botánicas

Se efectuaron las exploraciones según la época de floración de la especie de "chirimoya" *A. cherimola* Mill. (Annonaceae), con el fin de tener oportunidad de recolectar ejemplares botánicos idóneos para su respectivo estudio sistemático. El área de estudio comprendió las provincias de Trujillo y Otuzco, región La Libertad, Perú.

Recolección de especímenes vegetales

Usando las técnicas e instrumental adecuado (prensas botánicas, tijeras, periódicos usados, alcohol, altímetro, GPS) se recolectaron como mínimo cinco (05) ejemplares de la especie, los cuales contienen hojas, flores, frutos y una longitud no menor de 30 cm cada rama. Parte de las muestras se enviaron a otros herbarios para su confirmación.

Toma de datos

Para la especie recolectada se anotó el "nombre vulgar o popular", diámetro de la base del tallo, colores de los órganos vegetativos y reproductivos (color del tallo, hoja, cáliz, corola, estambres, fruta, semillas, pubescencia), número de flores, hábitat, especies con las que convive, altitud, usos populares, forma de propagación.

Toma de fotografías

Se tomaron fotografías de los especímenes recolectados haciendo uso de cámara digital Panasonic Lumix 30X y 16 megapíxeles.

Fase de laboratorio

Estudio de la especie

Se hizo la descripción original siguiendo el método clásico. La identificación de la especie se hizo mediante uso de holótipos nomenclaturales y fotótipos, asimismo, recurriendo a la descripción original y, además, por comparación con el material registrado en los herbarios HUT y HAO.

Montaje y herborización del material recolectado

Los especímenes recolectados fueron secados en una estufa eléctrica artesanal. Luego, sometidos a un proceso de montaje y herborización para finalmente ingresar en el récord del Herbario Antenor Orrego (HAO).

Ordenamiento de datos

Preparación de ilustraciones, mapas para distribuir la especie. Las fotografías, dibujos y mapas se tratan como figuras (Fig.). Cada uno de los elementos de las fotografías y dibujos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo.

MATERIAL CERÁMICO

Para el presente estudio, se analizaron 20 alfares con representaciones fitomorfas de la colección de cerámica prehispánica del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, Perú, teniendo como criterio de inclusión que sean de filiación cultural Moche y Chimú, puesto que dichos pueblos habitaron en la costa norte del Perú.

Los ceramios fueron identificados a partir de un análisis comparativo con aquellos alfares Moche y Chimú propuestos en la literatura especializada existente y a nuestro alcance. Se seleccionó luego a aquellos que contengan representaciones de "chirimoya".

El método de análisis de la presente investigación compromete a los atributos

más visibles de la cerámica prehispánica como son su morfología y decoración. Se determinó su entorno social apoyándonos en el registro estratigráfico.

Las formas se determinaron según la clasificación de Lumbreras (1987). Para el análisis de la decoración, se estableció una relación de técnicas decorativas presentes en la cerámica Moche y Chimú, en estudios de cerámica prehispánica realizados en el Museo de Historia Natural y Cultural UPAO, tales como: incisión, aplicación, pintura, moldeado a presión, combinada, lo cual sirvió para realizar un trabajo comparativo con las muestras en análisis.

Para la catalogación, se utilizaron fichas que contienen información de forma, decoración, medidas, tratamiento de superficie y conservación. Para un mejor registro se adjuntan fotografías.

Fotografías: De la muestra de cerámica prehispánica: cámara digital Panasonic Lumix 30X y 16 megapíxeles (Anexo).

POBLACIÓN Y MUESTRA

Se aplicaron entrevistas con el fin de indagar sobre el conocimiento popular de la "chirimoya".

Población: Pobladores de las localidades de Trujillo, Poroto, Plazapampa y Platanar (provincias de Trujillo y Otuzco, región La Libertad).

Muestra: 80 personas, 20 por cada localidad de estudio.

Factores de inclusión: Personas naturales de los lugares de estudio. Habitantes con mayor edad.

Resultados

Ubicación sistemática, siguiendo el sistema de Angiosperm Phylogeny Website (Stevens, 2017):

Clase: Magnoliopsida (=Equisetopsida)

Subclase: Magnoliidae

Superorden: Magnolianae

Orden: Poales Small

Familia: Annonaceae

Subfamilia: Annonoideae

Género: ***Annona* L.**

Especie: ***cherimola* Mill.**

Annonaceae Juss., Gen. Pl. 283, 1789.

La familia Annonaceae consta de 128-129 géneros con unas 2220 especies en regiones tropicales o calurosas (Stevens, 2017; The Plant List, 2017). En el Perú habitan 23 géneros y 193 especies, de estas 41 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al*., 2004). En cambio, León & Monsalve (2006) en la obra: El Libro rojo de las plantas endémicas del Perú (2006:35) reconocen 44 endemismos en 15 géneros.

Annona L., Sp. Pl. 1: 536, 1753.

Arbolitos de 3-4 m de alto; ampliamente ramificado. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, glabros, sin lenticelas, ruminados; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, sin lenticelas, flexibles. Hojas alternas; peciolo ligeramente rollizo con un canal longitudinal en la superficie adaxial, marrón intenso, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes; lámina ovada, suculenta a ligeramente coriácea, verde intenso, cremoso las nervaduras principales y secundarias la superficie adaxial, verde claro a veces blanquecina la superficie abaxial, opaca en ambas superficies, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes la superficie

adaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes. Flores solitarias opuestas a las hojas, trímeras, actinomorfas, perfectas; pedúnculo rollizo, marrón oscuro, curvado, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 6-9 mm de longitud. Cáliz 3 lobulado, dialisépalos; lóbulos triangulares, coriáceos a suculentos, marrón intenso externamente, verdoso cremoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 4-6 mm de largo por 4-5 mm de ancho; 7-10 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola 3 (-6) lobulada, dialipétala; lóbulos deltoideos, suculentos, marrón intenso disminuyendo hacia el área distal donde es verdoso externamente, cremoso blanquecino interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, depresos; 32-33 mm de diámetro del limbo en la antésis. Estambres numerosos, dispuestos en varias series sobre un toro hemisférico, conniventes; área libre de los filamentos estaminales, filiformes, blanquecinos, glabros, glabros, 2-3 mm de longitud; anteras oblongas, blanquecinas, conectivo glanduloso en el ápice, glabras, sin mucrón apical. Ovario súpero formado por numerosos carpelos adheridos entre sí o coherentes, uniovulados, a veces reducidos a uno solo; estilo carnoso, sésil o estipitado. Baya nutante, sincárpico, cónica, verde o negruzca a la madurez, carnoso, pulpa blanca. Semillas 35-45 por fruto, negras, lisas.

Annona tiene 167 especies propia de regiones tropicales del mundo especialmente de África y Sudamérica (The Plant List, 2017). En el Perú habitan 20 especies, de estas, 4 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993); En cambio, León & Monsalve (2006) en la obra: El Libro rojo de las plantas endémicas del Perú (2006:35) reconocen 3 especies endémicas, a saber: *Annona asplundiana* R. E. Fr., vive en las regiones Amazonas y Loreto; *Annona deminuta* R. E. Fr., habita en las regiones Loreto, Madre de Dios, Pasco y San Martín y *Annona iquitensis* R. E. Fr., crece en las regiones Loreto y Madre de Dios.

***Annona cherimola* Mill.,** Gard. Dict. 5, 1768. (Figs. 1-3)

Arbolitos de 3-4 m de alto; ampliamente ramificado. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, glabros, sin lenticelas, ruminados, 10-15 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, sin lenticelas, flexibles. Hojas alternas; peciolo ligeramente rollizo con un canal longitudinal en la superficie adaxial, marrón intenso, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 0,9-1 cm de longitud; lámina ovada, suculenta a ligeramente coriácea, verde intenso, cremoso las nervaduras principales y secundarias la superficie adaxial, verde claro a veces blanquecina la superficie abaxial, opaca en ambas superficies, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes, 20-24 cm de largo por 15-18 cm de ancho. Flores

solitarias opuestas a las hojas, trímeras, actinomorfas, perfectas; pedúnculo rollizo, marrón oscuro, curvado, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 6-9 mm de longitud. Cáliz 3 lobulado, dialisépalos; lóbulos triangulares, coriáceos a suculentos, marrón intenso externamente, verdoso cremoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 4-6 mm de largo por 4-5 mm de ancho; 7-10 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola 3 lobulada, dialipétala; lóbulos deltoideos, suculentos, marrón intenso disminuyendo hacia el área distal donde es verdoso externamente, cremoso blanquecino interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, depresos, 36,5-37 mm de largo por 8-9 mm de ancho y 4,8-5 mm de grosor; 32-33 mm de diámetro del limbo en la antésis. Estambres numerosos, dispuestos en varias series sobre un toro hemisférico, conniventes; área libre de los filamentos estaminales, filiformes, blanquecinos, glabros, glabros, 2-3 mm de longitud; anteras oblongas, blanquecinas, conectivo glanduloso en el ápice, glabras, sin mucrón apical, 0,8-1,2 mm de largo por 9,6-0,8 mm de diámetro. Ovario súpero formado por numerosos carpelos adheridos entre sí o coherentes, uniovulados, a veces reducidos a uno solo; estilo carnoso, sésil o estipitado. Baya nutante, sincárpico, cónica, verde o negruzca a la madurez, carnoso, pulpa blanca, 9-12 (-15) cm de alto por 7-8 (-10) cm de diámetro. Semillas 37-43 por fruto, oblongas (un ala alrededor), negras, brillantes, 18-19 mm de largo por 10-12 mm de diámetro.

Annona cherimola vive en las regiones Amazonas, Huánuco y Lima (Brako & Zarucchi, 1993: 38). Actualmente se distribuye en varias regiones del norte del Perú (Cajamarca, La Libertad, entre otras), entre los 1632 y 2000 m de elevación.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, entre el km 53 en la carretera Trujillo-Otuzco (flores y hojas), 7º59´54,2" S y 78º40´09,1" W, 1632 m, 1-X-2017. *S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 6591* (HAO, HUT).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con amplia distribución donde es relativamente abundante. Se ha encontrado alrededores del km 53 en la carretera Trujillo-Otuzco, distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, 7º59´54,2" S y 78º40´09,1" W, 1632 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Taxón que habita en las vertientes occidentales de Perú. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos, carreteras, acequias, y vive asociada con plantas de *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns "pate" (Malvaceae), *Tribulus terrestris* L. "abrojo" (Zygophyllaceae), *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Onoseris odorata* (D. Don) Hook. & Arn., (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón"

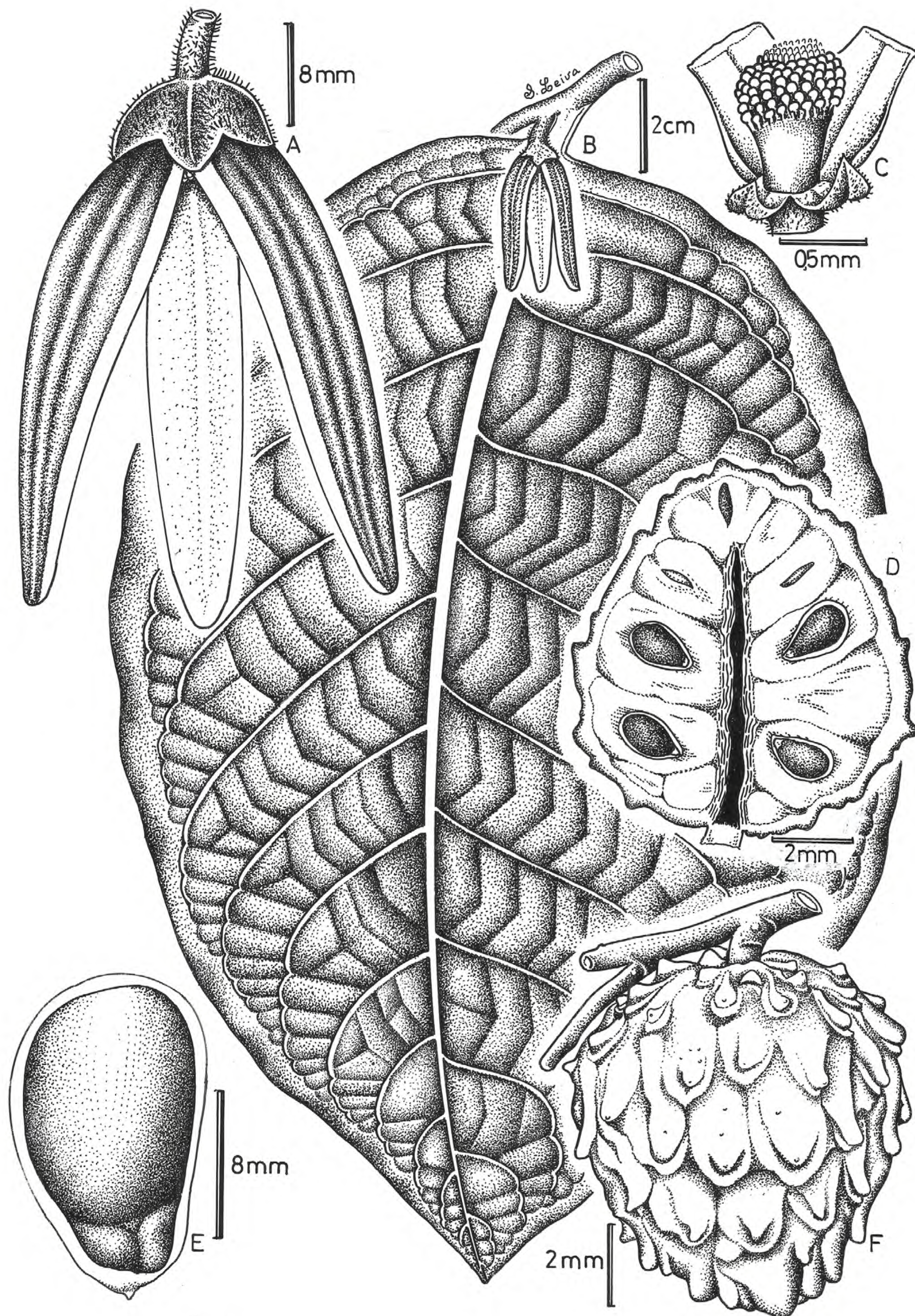


Fig. 1. *Annona cherimola* Mill. A. Flor en antésis; B. Rama florífera; C. Inflorescencia; D. Baya en sección longitudinal; E. Semillas; F. Baya (*Dibujos S. Leiva, 6591,* HAO).

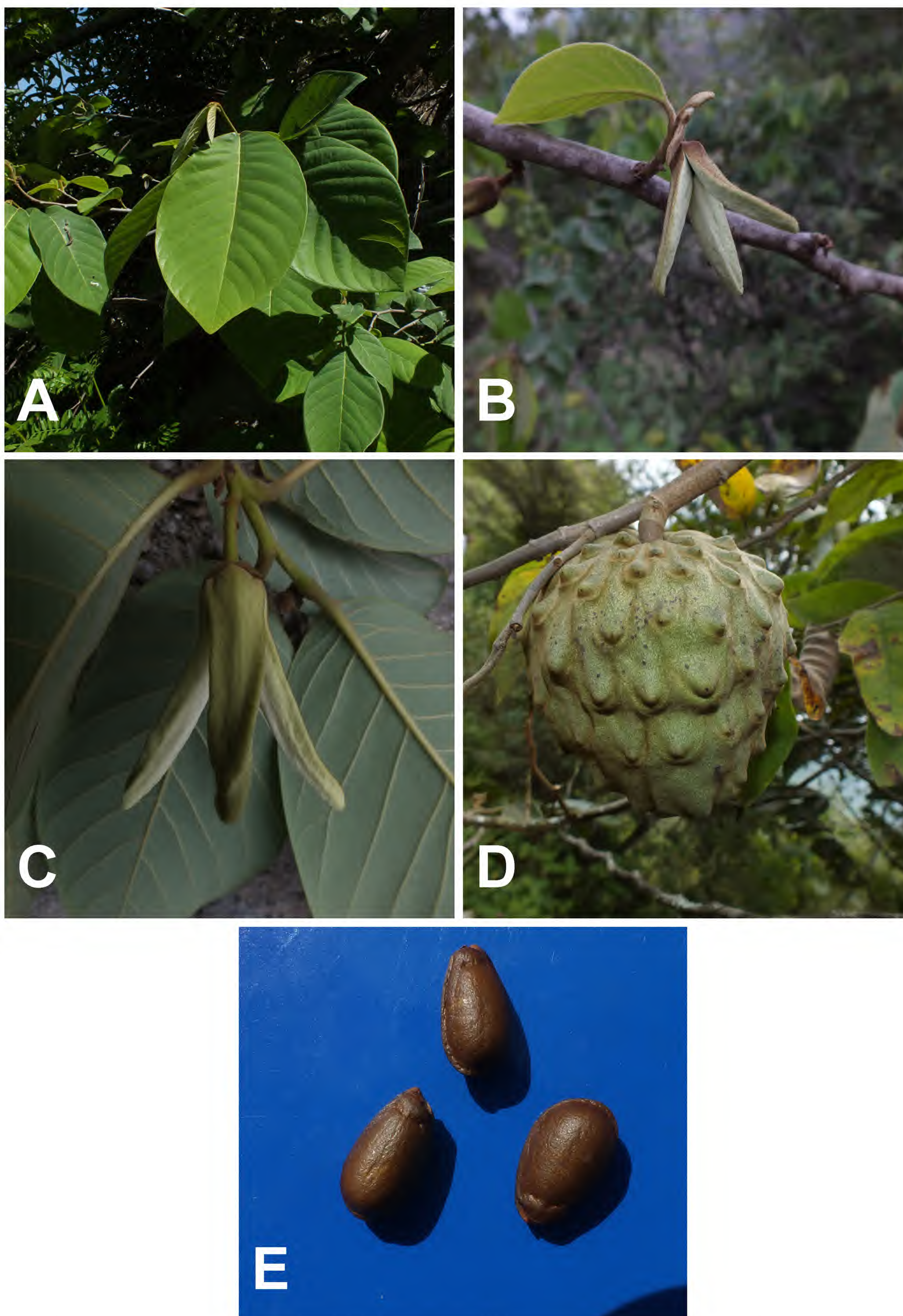


Fig. 2. ***Annona cherimola*** **Mill**. A. Rama con hojas; B. Rama florífera; C. Flor en antésis; D. Baya; E. Semillas. (Fotografías *S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang, 6591*, HAO).

(Commelinaceae), *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione, *Nicotiana glutinosa* L. "tabaco silvestre", *Solanum pimpinellifolium* L. "tomatito de campo", *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn., *Nicandra yacheriana* S. Leiva, *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito", *Cestrum auriculatum* L'Hér. "hierba santa" (Solanaceae), *Mentzelia aspera* L. "ortiga" (Loasaceae), *Alternanthera halimifolia* (Lam.) Standl. ex Pittier "hierba blanca" (Amaranthaceae), *Ricinus communis* L. "higuerilla" (Euphorbiaceae), *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. Willd. "espino" (Fabaceae), *Argemone subfusiformis* G. B. Ownbey "cardosanto" (Papaveraceae), *Schinus molle* L. "molle" (Anacardiaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno, empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo, pero, por ser cultivada, puede florecer hasta el mes de setiembre u octubre.

Estado actual: Es una especie silvestre de amplia distribución geográfica por lo que sería considerada en su conservación aparentemente como de Preocupación Menor, LC (UICN, 2012, 2014). En el área de estudio se encuentra alrededores del km 53 (ruta Trujillo-Otuzco). Asimismo, se han encontrado alrededor de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita por la ruta. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Discusión

Estamos de acuerdo con Ghezzi (2011) quien plantea que el estudio de cerámica prehispánica es un campo importante de investigación por su valor como herramienta cronológica e histórica, como por su valor para revelar aspectos de la vida de los antiguos peruanos.

Así mismo, coincidimos con Ravines (1989) respecto a que la cerámica prehispánica es una de las manifestaciones plásticas que mejor ha traducido las vivencias y expresado cabalmente el mundo del hombre andino.

En tanto, del análisis morfodecorativo de la cerámica prehispánica del presente estudio se verificó que las representaciones fitomorfas corresponden a *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae) (Fig. 4).

También, realizadas las entrevistas a los pobladores de las localidades de Trujillo, Poroto, Plazapampa y Platanar (provincias de Trujillo y Otuzco, región La Libertad) se determinó que el consumo *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae) se debe a factores como el conocimiento ancestral y la información que se tiene respecto a su valor nutritivo.

Por tanto, el presente estudio ha demostrado la validez de la hipótesis de investigación.

Conclusión

Annona cherimola Mill. "chirimoya" (Annonaceae) es una fruta utilizada como alimento por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas, tal como lo demuestran las representaciones fitomorfas en los alfares estudiados que corresponden a la filiación cultural Chimú.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su apoyo y facilidades de movilidad para la realización de las expediciones botánicas. También, expresamos nuestro agradecimiento al Sr. Wilmer Toledo Malca, chofer de la UPAO que con su pulso firme al volante nos transportó sin contratiempos en estos viajes para concluir satisfactoriamente nuestro trabajo. Nuestro especial reconocimiento al prof. Segundo Leiva González de la Universidad Privada Antenor Orrego, por su colaboración en la determinación, ubicación sistemática y descripción científica de la especie y la elaboración de la lámina que ilustra nuestro artículo.

Contribución de los autores

G. G.: Exploraciones de campo, evaluación de material arqueológico, toma de fotografías, redacción del manuscrito; L. C.: Redacción y revisión del manuscrito.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Acosta, J. de. 1590. Historia natural y moral de las Indias. Imprenta de Juan de León, Sevilla, España.

Brako, L. & J. L. Zarucchi (Eds.). 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1106-1107.

Cárdenas, M. 1989. Manual de plantas económicas de Bolivia. 2a Edición. Los Amigos del Libro, Cochabamba. 325 p.

Cobo, B. 1653. Historia del Nuevo Mundo [manuscrito].

Estrella, E. 1982. El pan de América: etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador. Ediciones Abya-Yala, Quito, Ecuador.

Ghezzi, I. 2011. El análisis composicional en el estudio de la producción y distribución de la cerámica prehispánica. Bulletin de l´Institut Français d´Études Andines 40(1).

Gardiazabal, F. & G. Rosenberg. 1993. El cultivo del "chirimoyo". Universidad Católica de Valparaiso, Facultad de Agronomía, Valparaíso, 145p.

IUCN. 2012. The IUCN Red List of Threatened Species, v. 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, Reino Unido. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/.

IUCN Standards and Petitions Subcommittee. 2014. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria, v. 11. Standards and Petitions Subcommittee, Cambridge, Reino Unido. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/Red List Guidelines.pdf.

León, B. & C. Monsalve. 2006. Annonaceae endémicas del Perú. Rev. peru. biol. 13(2): 35-41.

NRC (National Research Council). 1989. Lost crops of the Incas. Little known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. National Academy Press, Washinton, DC. 445 p.

Pamplona, J. 2004. El poder medicinal de los alimentos, 1ª ed. Editorial Safeliz, Argentina.

Ravines, R. 1989. Arqueología práctica. Editorial Los Pinos. Lima.

Rodríguez, F.; F. Pérez; M. Obregón; G. Jáuregui; M. Vega & A. Ferradas. 2015. Efecto del tiempo de exposición al ultrasonido sobre las características fisicoquímicas, reológicas y microbiológicas en la pulpa de "chirimoya" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae). Arnaldoa 22 (2): 367-380.

Sanjinés, A.; B. Ollgaard & H. Baslev. 2006. Frutos comestibles, 329-346. En M. Moraes, B. Ollgaard, L. P. Kvist, F. Borchsenius & H. Baslev. Botánica Económica de los Andes Centrales, Universidad San Andrés, La Paz, Bolivia.

Stevens, P. F. 2017. Angiosperm Phylogeny Group Website. Disponible en: http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/ (visitado: 2 de julio del 2017).

The Plant List. 2017. A working list of all plant species. Disponible en: www.theplantlist.org (visitado: 14 agosto del 2017).

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa, edición especial.

ANEXO



Fig. 3. *Annona cherimola* Mill. Frutos de “chirimoya”.

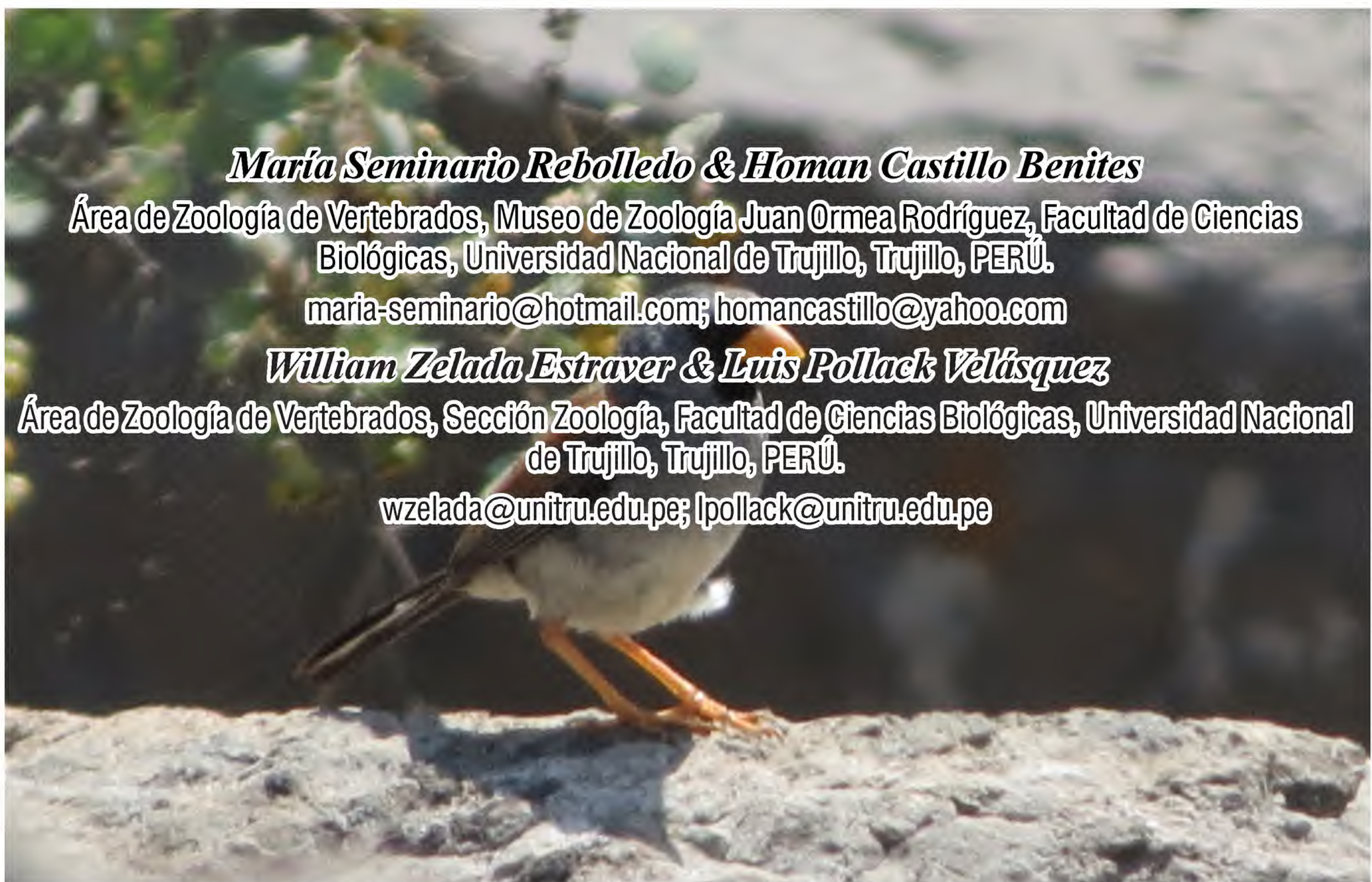


Fig. 4. *Annona cherimola* Mill. Ceramio Chimú representando el fruto de “chirimoya” (Fotografía: G. Gayoso).

Arnaldoa 24 (2): 635 - 644, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24214
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Distribución y densidad poblacional de *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) en el ACP Lomas del Cerro Campana, La Libertad, 2016-2017

Distribution and population density of *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) in the Lomas del Cerro Campana Private Conservation Area, La Libertad, 2016-2017


María Seminario Rebolledo & Homan Castillo Benites
Área de Zoología de Vertebrados, Museo de Zoología Juan Ormea Rodríguez, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
maria-seminario@hotmail.com; homancastillo@yahoo.com
William Zelada Estraver & Luis Pollack Velásquez
Área de Zoología de Vertebrados, Sección Zoología, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
wzelada@unitru.edu.pe; lpollack@unitru.edu.pe



Recibido: 2-X-2017; aceptado: 30-X-2017; publicación online: 30-XI-2017; publicación impresa: 15-XII-2017

Resumen

El presente trabajo muestra la distribución altitudinal y la densidad poblacional del ave endémica de Perú *Incaspiza pulchra* "fringilo inca grande", en el Área de Conservación Privada Lomas del Cerro Campana, de Trujillo, Perú. El estudio se desarrolló entre los meses de abril 2016 y setiembre 2017. Se evalúo un total 90 puntos, en los cuales se utilizó un tiempo de observación de 10 minutos. La separación entre los puntos fue de 200 metros. *Incaspiza pulchra* se distribuye altitudinalmente a partir de los 294 hasta los 911 m s. n. m., correspondiendo a dos pisos altitudinales de la estratificación que posee esta comunidad lomal. Posee una abundancia relativa de 56,86 % en el piso superior (>500 m s. n. m.), mientras que en el piso inferior (200-500 m s. n. m.) la abundancia relativa es de 43,14 %. La densidad poblacional fue de 0,722 individuos/ha.

Palabras clave: área de conservación privada, Lomas del Cerro Campana, densidad poblacional, distribución, *Incaspiza pulchra*.

Abstract

The present work shows the altitudinal distribution and population density of the Peruvian endemic bird *Incaspiza pulchra* "great Inca-finch", in the Lomas del Cerro Campana Private Conservation Area in Trujillo, Peru. The study was developed from April 2016 to September 2017. A total of 90 points were evaluated in which an observation time of 10 minutes was used. The spacing between points was 200 meters. *Incaspiza pulchra* is distributed altitudinally from 294 to 911 m a.s.l., corresponding to two altitudinal floors of the stratification that has this *loma* community. It has a relative abundance of 56.86 % in the upper floor (>500 m a.s.l.), while in the lower floor (200-500 m a.s.l.) the relative abundance is 43.14 %. The population density was 0.722 individuals/ha.

Keywords: private conservation area, Lomas del Cerro Campana, population density, distribution, *Incaspiza pulchra*.

Citación: Seminario, M.; H. Castillo; W. Zelada & L. Pollack. 2017. Distribución y densidad poblacional de *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) en el ACP Lomas del Cerro Campana, La Libertad, 2016-2017. Arnaldoa 24(2): 635-644. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24214

Introducción

Las lomas costeras son formaciones orográficas y geográficas que conforman elevaciones aisladas del contrafuerte andino, llegando a alcanzar los 1000 m s.n.m. y que constituyen los últimos ramales emergentes del extremo inferior del flanco occidental de la cordillera de los Andes, que irrumpen en el mar (Mostacero *et al.*, 2007). Los sistemas lomales son ecosistemas únicos que presentan una elevada diversidad de especies, ubicadas a modo de "islas" en medio del desierto, y se calcula que no menos del 20% de las especies encontradas dentro de estas, son estrictamente endémicas, probablemente fruto del aislamiento al que están sometidas (Mostacero *et al.*, 2007; Velázquez, 2013).

Actualmente las lomas costeras sólo abarcan 2000 km^2 del territorio peruano (Mostacero *et al.*, 1996) es decir un 0,02 % del territorio total; y su límite septentrional se encuentra a los 8° L.S. en el cerro Campana y el cerro Cabezón, entre las provincias de Trujillo y Ascope, región La Libertad, y su límite meridional en los 30° L.S. entre Huasco y Coquimbo en Chile (Mostacero *et al.*, 2007).

Las lomas del cerro Campana se encuentran a 15 km al noroeste de la ciudad de Trujillo, La Libertad, entre las coordenadas S 07°58′30′′ y O 79°06′30′′

(Rodríguez *et al.*, 2012), alcanzan una altitud de 998 m (Zelada *et al.*, 2014), con una extensión de 4,564,98 ha. Fue reconocida como área de conservación privada en julio de 2016, con la Resolución Ministerial Nº 192-2016-MINAM, con el nombre de ACP Lomas del Cerro Campana.

El ACP Lomas del Cerro Campana presenta un relieve de colinas bajas y onduladas que se extienden desde el desierto costero, conformando la ecorregión de desierto de Sechura, considerada como alta prioridad de conservación biológica (SERNANP, 2009). Pertenece a la región costera, con un clima desértico frío y desértico cálido, con precipitaciones tipo "llovizna" o "garúas" que ocurre a partir de los 400 m s.n.m., de la parte alta del cerro, generalmente en períodos de invierno, debido a que la neblina permanece adyacente a las rocas (UNT & NCI, 2016).

Además, dentro de las zonas de vida, el ACP Lomas del Cerro Campana se encuentra ubicada entre el desierto per-árido Montano Bajo Subtropical (dp-MBS) y desierto desecado Premontano Tropical (dd-PT) (INRENA, 1995). Según su fitoecología, esta área está dividida en tres pisos altitudinales: Base (<200 m s.n.m.), Piso inferior (200-500 m s.n.m.) y Piso superior (>500 m s.n.m.) (Sagástegui *et al.*, 1988). Esta área de conservación privada se caracteriza además por su alto número de endemismos, tanto en flora como en fauna (Núñez & Tiravanti, 2012).

Incaspiza pulchra Sclater (1886) "fringilo-inca grande", ave endémica de Perú, presente en el ACP Lomas del Cerro Campana, mide unos 16,5 cm. y posee un peso entre 25,5 a 32 g, caracterizado por su pico amarillo puntiagudo, antifaz negruzco y su plumaje gris rufo; normalmente se distribuye al igual que las demás especies del género *Incaspiza* en matorrales áridos donde predominan las cactáceas y bromeliáceas terrestres entre los 1000 y 2700 m s.n.m. (Jaramillo & Kirwan, 2016; Schulenberg *et al.*, 2010).

Diversos autores mencionan la extensión de distribución altitudinal y latitudinal de *I. pulchra*, como Gonzales (2003), que reporta la presencia de varios ejemplares de *I. pulchra* en diversos lugares de Lima, como Cieneguilla, Casuarinas, lomas de Lachay y Cañete, enfatizando que su distribución fue entre los 350 y 500 m de altitud, entre los años de 1996 y 2002.

Schulenberg *et al.* (2010) mencionan que su distribución está restringida al sur de la región Ancash y a Lima, por encima de los 1500 m s.n.m. Sin embargo, Núñez & Tiravanti (2012) proponen la extensión de distribución para esta especie hasta La Libertad, por la observación de 10 individuos de *I. pulchra* durante una visita a la loma Cerro Campana, y otros tantos, forrajeando, en otra visita a este mismo lugar.

Su distribución a lo largo del tiempo ha ido extendiéndose como lo mencionan LoPresti & Angulo (2014), quienes agregan que el 9 de abril de 2011 descubren y fotografían al "fringilo-inca grande" cerca al cerro Chalpón en las afueras de la ciudad de Motupe, y en una segunda salida en el 2012 reportan la presencia de este fringilo en el santuario de la Cruz de Motupe.

Actualmente, *I. pulchra* se encuentra en una situación incierta, con muchos vacíos de información, categorizada como endémica con una distribución restringida A2 a los Altos Andes de Perú, generalizando a ecosistemas como matorral árido, semiárido montano, pastizales y bosques de *Polylepis* (Birdlife International, 2005), más no está considerada en ningún estatus de amenaza según la UICN, considerándose como de

Preocupación Menor (Birdlife International, 2012; MINAGRI, 2014).

La distribución del "fringilo inca grande" a lo largo de la costa peruana ha ido aumentando longitudinalmente, incluso modificando su distribución vertical descendiendo hasta los 350 metros, despertando gran interés por estudiar esta especie endémica del Perú, en uno de los ecosistemas más frágiles cercano a la ciudad de Trujillo. En tal sentido, el presente estudio da a conocer la distribución y densidad poblacional de *Incaspiza pulchra* (Aves: Thraupidae) en el Área de Conservación Privada (ACP) Lomas del Cerro Campana, La Libertad, Perú, 2016-2017.

Material y métodos

La presente investigación se realizó en el ACP Lomas del Cerro Campana, ubicada en las provincias de Trujillo y Ascope, región La Libertad, con una altitud máxima de 996 m s.n.m., con un área de 4564,86 ha, a 7º58'30'' Latitud Sur y 79º06'30'' Longitud Oeste, a la altura del km 576 de la Carretera Panamericana Norte (Rodríguez *et al.*, 2012; SERNANP, 2009), durante el periodo comprendido entre los meses de abril 2016 y setiembre 2017.

La toma de datos se desarrolló entre las 7:00 y 10:00 a. m., con un tiempo de observación de 10 minutos. Se utilizó como unidad muestral el punto fijo, con un radio de 50 m y un área de 0,785 ha., distanciados entre sí por 200 m (MINAM, 2015; Ralph *et al.*, 1996).

Se estimó la distribución y frecuencia de *I. pulchra* utilizando su presencia o ausencia en los puntos muestreados, culminando con la elaboración de un mapa de distribución utilizando el software libre Google Earth Pro 7.1.8.3036 y QGis 2.16.0-Nødebo.

La abundancia absoluta, determinada por el conteo total del número de individuos observados en todos los puntos muestreados, se utilizó para el cálculo de la abundancia relativa, empleando la abundancia absoluta por cada estrato, respecto al número total de observaciones en porcentaje. Finalmente, para estimar la densidad poblacional se utilizó el número total de individuos sobre el área total muestreada (ha) (Ralph *et al.*, 1996).

Resultados

La distribución altitudinal de la población evaluada de *I. pulchra* en la comunidad lomal está entre los 294 y los 911 m s.n.m., habitando principalmente a los pisos altitudinales inferior y superior (Fig. 1 y 2).

Incaspiza pulchra se distribuye en el piso inferior en quebradas rocosas, cuya vegetación arbustiva es alta, con elevada presencia de cactáceas columnares, y en el piso superior están estrechamente relacionados con tillandsiales verdes y arbustos. La abundancia absoluta de *I. pulchra* fue 51 individuos, mientras que la abundancia relativa fue de 56,86 % para el piso superior, 43,14 % para el piso inferior y no se registró ningún individuo en la base (Tabla 1, Fig. 3).

La densidad poblacional registrada fue de 0,722 individuos/ha, y la frecuencia de esta ave fue de 0,31 respecto al muestreo realizado entre abril 2016 y septiembre 2017 en el ACP Lomas del Cerro Campana.

Discusión

La presencia de *I. pulchra,* ave endémica de Perú, en el ACP Lomas del Cerro Campana confirma lo reportado por Núñez & Tiravanti (2012), que amplía su distribución inicial entre las regiones Ancash y Lima (Schulenberg *et al.*, 2010);

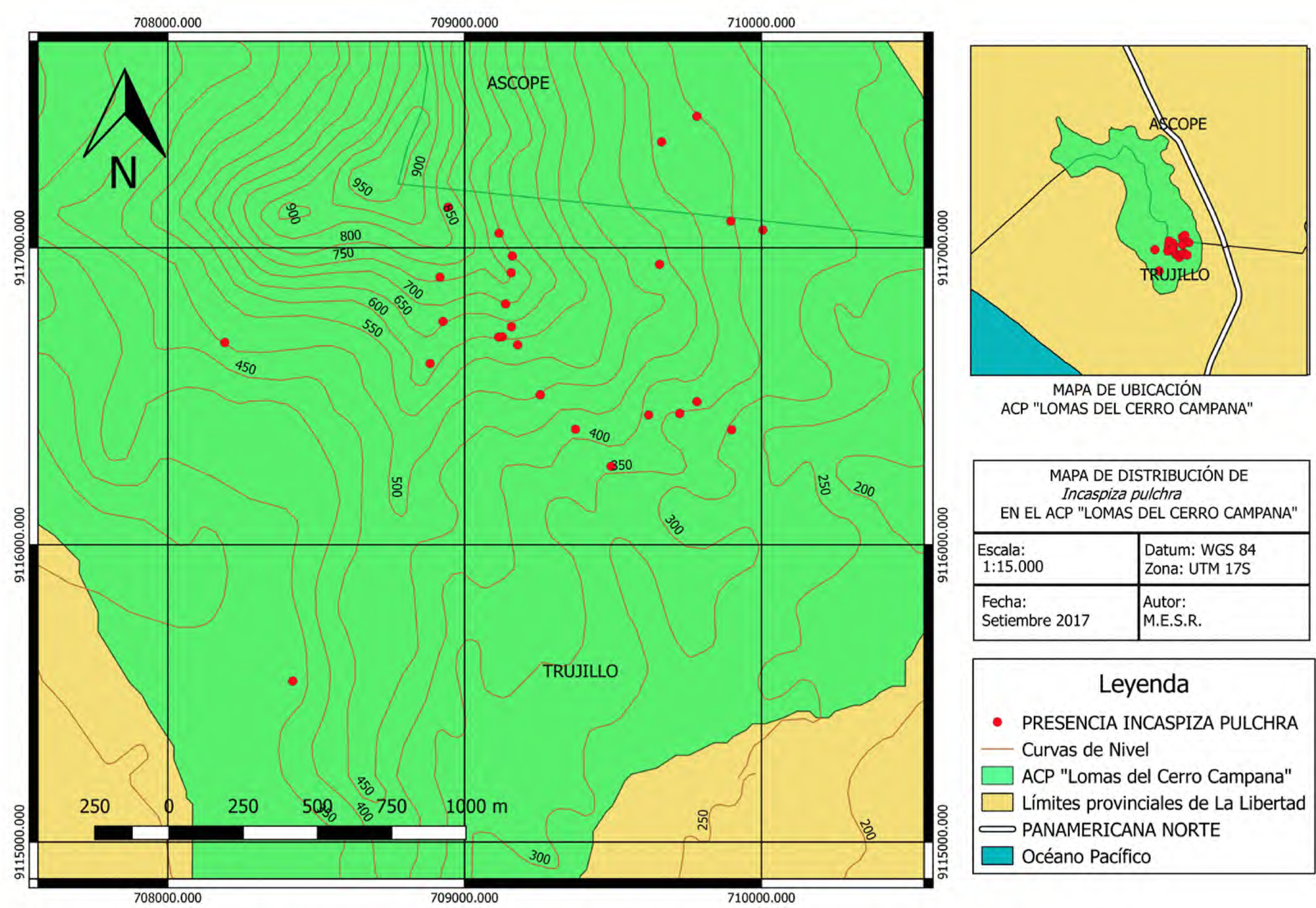


Fig 1. Distribución de *Incaspiza pulchra* en el ACP Lomas del Cerro Campana.



Fig. 2. Vista satelital de la distribución de *Incaspiza pulchra* en el ACP Lomas del Cerro Campana.

Tabla 1. Abundancia absoluta y relativa de *Incaspiza pulchra* según los pisos altitudinales en el ACP Lomas del Cerro Campana.

Estratos	Puntos muestreados	Área total muestreada (ha)	AA	AR
Base	14	11,00	0	0
P. inferior	49	38,48	29	56,86
P. superior	27	21,21	22	43,14
Total	90	70,69	51	100

Leyenda: AA: abundancia absoluta, AR: abundancia relativa.

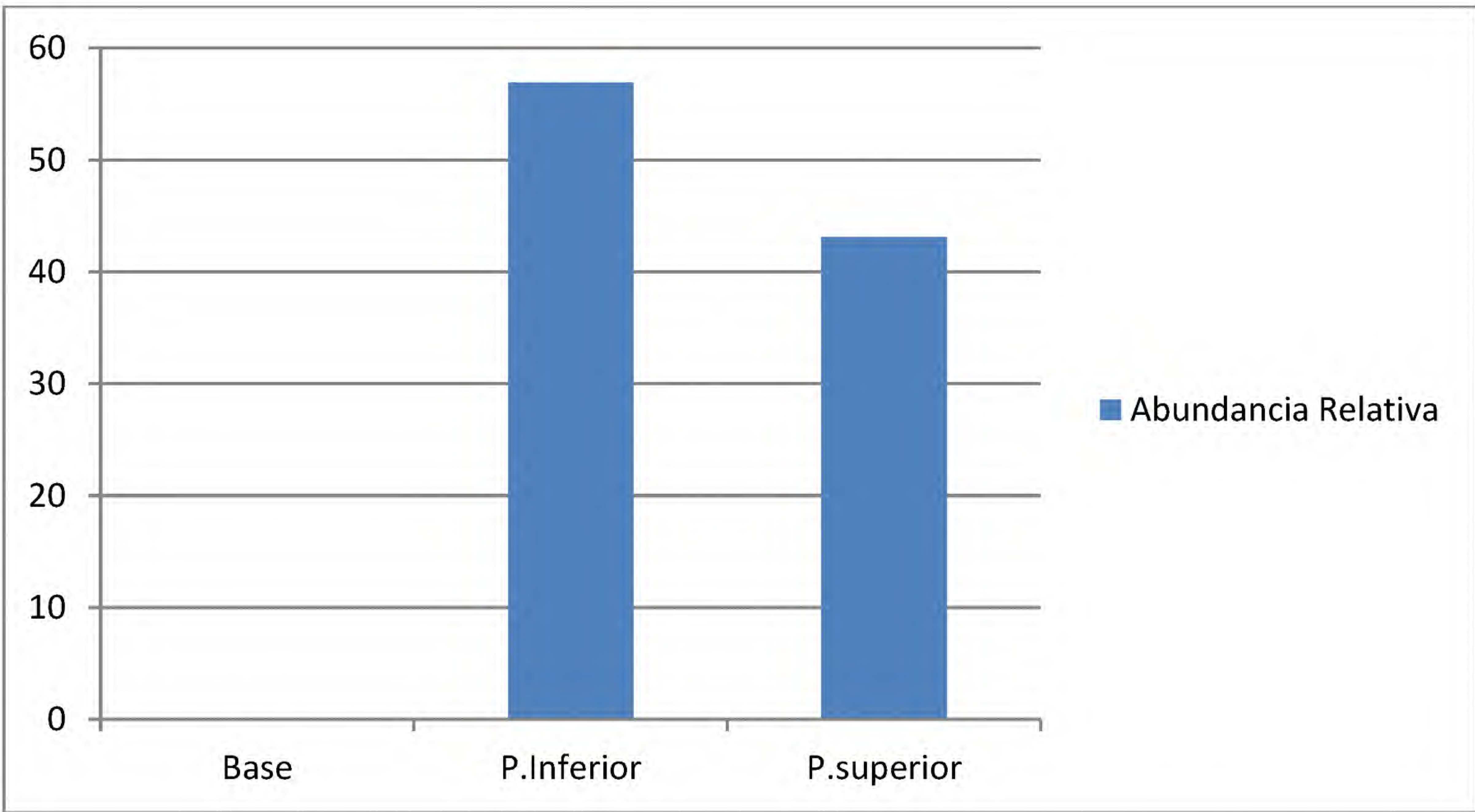


Fig. 3. Abundancia relativa de *Incaspiza pulchra* según los pisos altitudinales en el ACP Lomas del Cerro Campana.

además, LoPresti & Angulo (2014) afirman la extensión del rango de su distribución latitudinal, hasta Lambayeque, con nuevos registros en dichos lugares, situación dada como consecuencia de un posible proceso de dispersión, pues no se reporta como una especie migratoria, sino más bien sedentaria (Jaramillo & Kirwan, 2016), o como una metapoblación interconectada con otras pequeñas poblaciones cercanas, antes no detectadas por ausencia de estudios (Ricklefs, 1990).

La distribución altitudinal registrada de *I. pulchra* en el ACP Lomas del Cerro Campana varía entre los 294 y 911 m s.n.m., correspondiendo a los pisos inferior y superior de esta comunidad lomal, ampliando el límite inferior de su distribución altitudinal, reportado por otros autores, como Jhonson (2010) que indica que se encuentra entre los 1500 y los 2100 metros de elevación; Schulenberg *et al.* (2010) mencionan que su distribución está entre los 1000-2700 metros, y principalmente por encima de los 1500 m; y Gonzales (2003) quien reporta como límite inferior a 350 msnm en un bosque ribereño a una pareja de *I. pulchra.* Sin embargo, el presente estudio muestra una distribución más baja, 294 m, aspecto que probablemente se da porque a esa altura hay disponibilidad de alimento y de hábitat, dos elementos

importantes e imprescindibles para la sobrevivencia y permanencia de la especie en estas quebradas.

En el caso del ACP Lomas del Cerro Campana, donde encontramos un matorral desértico espinoso, confirma las características que restringen la distribución de *I. pulchra* como tipo A2 a los Altos Andes de Perú, generalizando a ecosistemas como matorral árido, semiárido montano, pastizales y bosques de *Polylepis* (Birdlife International, 2005), cuyo hábitat está relacionado a la presencia de cactáceas y bromelias (Jhonson, 2010; LoPresti & Angulo, 2014).

El Área de Conservación Privada Lomas del Cerro Campana se encuentra ubicado dentro de la ecorregión de desierto de Sechura y, de acuerdo a la clasificación de lomas según la calidad y cantidad de su estructura florística, presenta las siguientes formaciones vegetales: matorrales de *Colicodendrum, Cercidium, Acacia* y *Tiquilia*, "tillandsiales grises", "cactáceas columnares", formación de "loma efímera" y formación de "loma efímera más arbustos" (Mostacero *et al.* 2007); además, se han identificado 157 taxones de flora, dentro de los cuales se incluyen seis especies de cactáceas y seis especies de bromelias distribuidas entre el piso inferior y superior (Leiva *et al.* 2014; Sagástegui *et al.*1988), características que aseguran la presencia de *I. pulchra* en esta área de conservación privada.

Las características ecogeográficas de las lomas permiten una estrecha relación entre la distribución de la fauna con la vegetación y esencialmente la distribución de la vegetación en las lomas se acomoda mejor entre los 300 y 600 m s.n.m. (Mostacero *et al.* 2007). Este incremento de la densidad de la vegetación a partir de los 200 metros de altura se expresa claramente en la mayor presencia de la fauna, es así que entre estas alturas fue donde se concentró el 68,63% de los individuos encontrados y, a partir de los 601 m hasta los 911 metros, se concentró el 31,37%, siendo a los 500 m la vegetación más densa y arbustiva, lo que facilita el asentamiento poblacional.

A pesar de que la loma tiene una altitud máxima de 998 m s.n.m (Zelada *et al.*, 2014), el límite superior de la distribución altitudinal de *I. pulchra* "fringilo inca grande", llega hasta los 911 metros, por encima de esta altura la vegetación es más rala y hay mayor exposición, tal y como lo mencionan Mostacero *et al.* (2007), de allí que la vegetación por encima de los 900 y 1000 m s.n.m. desaparecen como es el caso de otras formaciones lomales ya estudiadas como los cerros Cabezón y Chiputur.

La abundancia absoluta de *I. pulchra* fue de 51 individuos, que en relación al área muestreada de 70,69 ha, la densidad fue de 0,722 individuos/ha, valor que categoriza a esta especie dentro del ACP Lomas del Cerro Campana como escasa y poco densa, información que coincide con Zelada *et al.* (2014) quienes reportan a *I. pulchra* como un ave de abundancia relativa escasa, lo cual corresponde a lo observado en el trabajo de campo, en donde los grupos encontrados fueron pequeños, menores a 10 individuos; así mismo LoPresti & Angulo (2014) afirman que, durante sus avistamientos en el santuario de la Cruz de Motupe, el reporte de esta especie pertenece a una población pequeña o incluso al mismo individuo.

En la base del ACP Lomas del Cerro Campana, no se reportaron individuos del "fringilo inca grande", debido a que la arena, como sustrato, es un factor predominante y no trascendente para esta especie, así como la vegetación

corresponde en mayor presencia a matas de *Colicodendrum scabridum* "sapote", *Cryptocarpus pyriformis* "chope" y *Cercidium praecox* "palo verde" (Mostacero *et al*., 2007), muy separadas entre sí. Mientras que, en el Piso Inferior la abundancia relativa de esta especie fue de mayor porcentaje, 58,86%, debido a que la vegetación en este piso comienza a incrementarse y la presencia de cactáceas como *Neoraimondia arequipensis, Melocactus peruvianus, Espostoa melanostele* y *Opuntia quitensis* marcan el inicio de este estrato, además de bromelias y otras plantas arbustivas, como *Lycium boerhaaviifolium* "palo negro" y *Maytenus octogona* "realengo", microhábitats donde fueron principalmente registrados los individuos de *I. pulchra* durante la investigación, hábitat muy característico para esta especie.

El piso superior es donde se concentra la mayor riqueza en cuanto a vegetación, de las cuales incluso algunas especies corresponden a hábitats considerados de las regiones altoandinas (Leiva *et al*., 2014), que permiten la presencia y abundancia relativa de *I. pulchra* en este piso (43,16%). La abundancia relativa en el piso superior es menor a la del piso inferior, debido probablemente a que en esta zona la vegetación en su mayoría es herbácea, y su extensión se ve condicionada a acantilados de piedra y rocas que van aumentando mientras se va acercando a la cima, cuya pendiente es muy alta. Teniendo en cuenta la vegetación y su relevancia, Ralph *et al.* (1996) indica la importancia del estudio de la vegetación como uno de los agentes que condiciona el hábitat de las aves y, de allí, su trascendencia para el monitoreo de estas, lo que de forma cualitativa se comprueba, mientras más se concentra la vegetación, la abundancia del "fringilo inca grande" tiende a incrementarse.

Conclusiones

Incaspiza pulchra en el ACP Lomas del Cerro Campana:

Se distribuye altitudinalmente entre los 294 y 911 m s.n.m.

Presenta una frecuencia baja (0,31), y una densidad poblacional de 0,722 individuos/ha.

Contribución de los autores

M. S.: Diseño, ejecución, procesamiento de información, elaboración de mapas y redacción. W.: Z.: Ejecución, procesamiento de información, redacción y fotografías. L. P.: Ejecución y redacción. H. C.: Ejecución, redacción y fotografías.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Birdlife International. 2005. Áreas importantes para la conservación de las Aves en los Andes Tropicales: sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad. BirdLife International 14.

BirdLife International. 2012. *Incaspiza pulchra*. The IUCN Red List of Threatened Species 2012. Descargado el 22 de octubre de 2015 de [http://www.iucnredlist.org/details/22723188/0]

González, O. 2003. Sightings of the Great Inca-finch *Incaspiza pulchra* in the lowlands of Lima, Peru. Cotinga 20: 103-104.

INRENA (Instituto Nacional de Recursos Naturales). 1995. Mapa ecológico del Perú: Guía explicativa. Lima-Perú. Disponible en [http://www.slideshare.net/bryanerj/guaexplicativa-del-mapa-ecolgico-del-per-1995].

Jaramillo, A. & G. M. Kirwan. 2016. Great Inca-finch (*Incaspiza pulchra*). In: del Hoyo, J., Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana, E. (eds.). Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from http://www.hbw.com/node/62054 on 12 April 2016).

Leiva, S.; M. Zapata; G. Gayoso & L. Chang. 2014.

Diversidad Florística de la Loma Cerro Campana, Provincia Trujillo, Departamento La Libertad-Perú, Arnaldoa 21 (1): 187-220.

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego). 2014. Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI, El Peruano, Lima, martes 08 de abril de 2014. Pp: 520497-520504.

MINAM (Ministerio del Ambiente). 2015. Guía de inventario de la fauna silvestre / Ministerio del Ambiente, Dirección General de Evaluación, Valoración y Financiamiento del Patrimonio Natural. Lima.

MINAM (Ministerio del Ambiente). 2016. Decreto Supremo N° 192-2016-MINAM, El Peruano, Lima, miércoles 27 de Julio de 2016, Pp: 594936-594938.

Mostacero, J.; F. Mejía & F. Peláez. 1996. Fitogeografía del Norte del Perú. Lima: Serie Ciencias CONCYTEC.

Mostacero, J.; F. Mejía; W. Zelada & C. Medina. 2007. Biogeografía del Perú. Lima: Asamblea Nacional de Rectores.

Núñez, **J. & J. Tiravanti.** 2012. Extensión del rango de distribución norte de dos aves endémicas de Perú: *Pseudasthenes cactorum* e *Incaspiza pulchra*. Cotinga, 34:1-4.

LoPresti, E. & F. Angulo. 2014. New bird distribution records for Lambayeque, Peru: *Nomonyx dominicus* (Linneaus, 1766) (Anatidae) and *Incaspiza pulchra* (Sclater, 1886) (Emberizidae). Check List, 10 (3): 618-620.

Ralph, J.; G. Geupel; P. Pyle; T. Martin; D. DeSante & B. Milá. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Albany: Pacific Southwest Research Station.

Ricklefs, R. 1990. Ecology (3°Edic.). W. H: Freeman, New York.

Rodríguez, E.; V. Liza; B. Martínez; L. Pollack; S. Leiva; M. Zapata & M. Mora. 2012. Loma el Cerro Campana, Patrimonio Natural y Cultural de la Región La Libertad. Pueblo Continente, 23 (2): 230-236.

Sagástegui, A.; J. Mostacero & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana. Bol. Soc. Bot. La Libertad 14: 1-47.

SERNANP. 2009. Plan director de las áreas naturales protegidas (Estrategia Nacional). Ministerio del Ambiente. Lima-Perú. Disponible en www.sernanp.gob.pe/sernanp/archivos/documentos/Doc._Planificacion/Plan_Director.pdf

Schulenberg, T.; D. Stotz; D. Lane; J. O´Neill & T. Parker III. 2010. Aves de Perú. Lima: CORBIDI.

Universidad Nacional de Trujillo & ONG Naturaleza y Cultura. 2016. Ficha técnica para la propuesta de reconocimiento del ACP Lomas del Cerro Campana. Trujillo.

Velázquez, M. 2013. Variación de la composición florística de las Lomas de Tacahuay desde el pleistoceno hasta la actualidad (Tacna-Perú), Tesis Magister Scientiae en Ecología Aplicada. Univ. Nac. Agr. La Molina.

Zelada, W.; L. Pollack; C. Medina & H. Castillo. 2014. Vertebrados del sistema lomal Cerro Campana. Arnaldoa 21(1):221-240. Trujillo-Perú.

ANEXO



Fig. 4. Ejemplar de *Incaspiza pulchra*, en el piso inferior del ACP Lomas del Cerro Campana.



Fig. 5. Ejemplar de *Incaspiza pulchra*, en el piso inferior del ACP Lomas del Cerro Campana.

Arnaldoa 24 (2): 645 - 656, 2017
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24215

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad

Bird assemblage of the Cerro Negro wetland, Puerto Morin, La Libertad

Luis E. Pollack Velásquez, Elmer Alvítez Izquierdo & Emiliana A. Huamán Rodríguez
Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
lpollack@unitru.edu.pe
Eric F. Rodríguez Rodríguez, Viky Rimarachin Cayatopa & Roberto C. Vásquez Cabrera
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
erodriguez@unitru.edu.pe



Recibido: 2-IX-2017; aceptado: 20-X-2017; publicado online: 30-XI-2017; publicado impreso: 15-XII-2017

Resumen

Se evaluó la abundancia, diversidad, composición y distribución del ensamble de aves del humedal Cerro Negro, Puerto Morín, provincia Virú, región La Libertad, Perú, entre los meses de enero y agosto de 2017. Se determinaron seis tipos de hábitats: juncal, espejo de agua, gramadal, ineal, dren y arenal; utilizando para cada uno el método del transecto con una distancia de 50 x 100 m, y puntos de conteo con diámetro indeterminado. Las observaciones de las especies se realizaron con la ayuda de binoculares de 10 x 42 mm; el registro fotográfico, con una cámara digital con zoom de 400 mm y la determinación se realizó con bibliografía especializada. Se registró un total de 2799 individuos, 69 especies de aves, distribuidas en 33 familias; una especie endémica, 18 migratorias boreales y 50 residentes. La familia Scolopacidae posee el mayor número de especies. La especie más abundante fue *Leucophaeus pipixcan* (17,71 %). El gramadal posee un mayor número de especies de aves (50), una alta diversidad (H = 3,574 bits/individuos y 1 - D = 0,964) y las especies están distribuidas de manera uniforme (J = 0,913). La mayor similaridad se da entre el gramadal y juncal (0,60), comparten 31 especies.

Palabras clave: ensamble de aves, humedal Cerro Negro, Puerto Morín.

Abstract

We evaluated the abundance, diversity, composition and distribution of the bird assemblage of the Cerro Negro wetland, Puerto Morín, province of Virú, region of La Libertad, Peru, between January and August 2017. We determined six types of habitats: bulrush, pond, grassland, cattail, drainage and sand; using for each one the method of transect with a distance of 50 x 100 m, and count points with indeterminate diameter. Species observations were performed using binoculars of 10 x 42 mm; the photographic record with a digital camera with zoom of 400 mm, and the determination was carried out with specialized bibliography. There were a total of 2799 individuals, 69 bird species, distributed in 33 families; an endemic species, 18 boreal migratory and 50 residents. The Scolopacidae family has the largest number of species. The most abundant species was *Leucophaeus pipixcan* (17,71 %). The grassland has a higher number of bird species (50), a high diversity (H = 3.574 bits/individuals and 1 - D = 0.964) and the species are evenly distributed (J = 0.913). The greatest similarity occurs between the grassland and bulrush habitat (0.60), sharing 31 species.

Keywords: bird assemblage, Cerro Negro wetland, Puerto Morín.

Citación: Pollack, L. E.; E. Alvítez; E. A. Huamán; E. F. Rodríguez; V. Rimarachín & R. C. Vásquez. 2017. Ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad. Arnaldoa 24(2): 645-656. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24215

Introducción

En los humedales, el ensamble de aves está constituido por grupo de individuos de este taxón, que comparten distintos tipos de hábitats, hábitos alimentarios, patrones de distribución, comportamiento y migración; tienen como principal sustento los cuerpos de agua, la flora típica existente y los elementos de la fauna de invertebrados y vertebrados, en sus diversos estadios, que se constituyen en su principal fuente de alimento (Blendinger & Alvarez, 2002; Iannacone *et al*., 2010).

Así mismo, diversas investigaciones confirman qué, en los humedales, ya sea por su naturaleza, configuración, constitución y grado de conservación, existe la tendencia a presentar una elevada abundancia y diversidad de especies de aves, con predominio de aquellas que son migratorias, frente a las residentes (Gatto *et*

al., 2005; Aponte & Ramírez, 2011; Rivas *et al.*, 2013; Núñez *et al.*, 2016).

Los humedales costeros de Perú están considerados como sitios importantes para la presencia de aves acuáticas residentes, así como también, por constituirse en corredores biológicos de aves migratorias pues sirven de sitios para anidación, alimentación y forrajeo (Gatto *et al.*, 2005; González *et al.*, 2011; Serrano *et al.*, 2013).

Se han realizado investigaciones referentes a la avifauna de humedales en el norte del país (Rivas *et al*, 2013) y se ha establecido que su presencia es importante para determinar el estado en que se encuentran los humedales como ecosistemas frágiles, debido a que están amenazados por la ampliación de la frontera agrícola y el urbanismo (Iannacone *et al.*, 2010).

En la región La Libertad existen humedales que han sido considerados como sitios importantes (MINAM, 2015); sin embargo, no existe un estudio detallado de las especies de aves que habitan en estos ecosistemas.

La presente investigación tuvo como objetivo evaluar el ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad, a fin de contribuir a mejorar su conocimiento y avanzar en el planteamiento a ser considerada como un área de conservación comunal, con miras a postular a un sitio RAMSAR.

Material y métodos

Los muestreos se realizaron en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad, Perú; entre las coordenadas 729600 E y 9066714 N, durante los meses de enero-agosto de 2017. Se abarcó un total de 10 ha. Se evaluaron los siguientes tipos de hábitats: juncal, espejo de agua, gramadal, ineal, dren y arenal (Fig. 1).

De acuerdo a la particularidad de los hábitats se utilizó en método del transecto con una distancia de 50 x 100 m, se estableció un transecto para el gramadal, ineal, dren y arenal, y puntos de conteo con diámetro indeterminado, para el espejo de agua y juncal (Iannacone *et al.*, 2010).

Las observaciones de las especies se realizaron con la ayuda de binoculares marca Eagle Optics Denali 10 x 42 mm; el registro fotográfico con una cámara digital Canon EOS 60D, con zoom de 400 mm y la determinación se realizó con bibliografía especializada (Plenge, 2012).

Los datos registrados fueron tratados en el programa Excel y procesados con el software PAST v.5, para estimar el número de especies e individuos, el inverso del índice de Simpson, el índice de Shannon-Wiener y la equitatividad, tomando como referencia las siguientes fórmulas.

Inverso del índice de Simpson:

$$D = \sum pi^2$$

pi es la abundancia relativa de la especie ***i***

$$\textbf{Inv. } D = 1 - \textbf{D}$$

Índice de Shannon-Wiener:

$$H = -\sum pi * \mathrm{LN}(pi)$$

LN: Logaritmo natural

Equitatividad:

$$\mathrm{J} = H / \mathrm{LN}(S)$$

LN: Logaritmo natural.

S: Número de especies.



Fig. 1. Mapa de ubicación del humedal Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad, Perú. Hábitats: 1. Juncal. 2. Espejo de agua. 3. Gramadal. 4. Ineal. 5. Dren. 6. Arenal. Tomado de Google Earth Pro 2017.

Resultados y discusión

En el humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, Virú La Libertad, Perú, entre los meses de enero-agosto de 2017, se registró un total de 2799 individuos, 69 especies de aves, distribuidas en 33 familias; una especie endémica, 18 migratorias boreales y 50 residentes. La familia Scolopacidae posee el mayor número de especies (10), seguida de la familia Ardeidae (8), Charadriidae (7), Laridae (5), Rallidae (4), Icteridae, Hirundinidae, Furnariidae, Cathartidae y Anatidae (2) y las familias restantes con una especie (Tabla 1).

Hábitats evaluados

Se encontró qué, en el **juncal**, donde predominan *Schoenoplectus americanus* (Pers.) Volkart ex Schinz & R. Keller "junco" y *Schoenoplectus pungens* (Vahl) Palla "junco de sombrero" se registraron 50 especies de aves; seguido del **espejo de agua** con 48 especies; el **gramadal** constituido por *Distichlis spicata* (L.) Greene "grama salada", *Trianthema portulacastrum* L. "falsa verdolaga", *Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott "salicornia" y *Heliotropium curassavicum* L. "hierba del alacrán" se observaron 38 especies; el **ineal** con predominancia de *Typha angustifolia* L. "inea" y *Baccharis glutinosa* Pers. "chilco hembra" se apreciaron 28 especies; en el **dren** cuya flora mayoritaria es *Typha angustifolia* L. "inea", *Baccharis glutinosa* Pers. "chilco hembra", *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms "lirio de agua" y *Azolla filiculoides* Lam. "helechito de agua" se registraron 21 especies y en el **arenal** se evidenciaron 10 especies (Fig. 2).

Tabla 1. Lista de especies del ensamble de aves y su condición, registradas en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, Virú, La Libertad. Enero-agosto de 2017.

Familia	Especie	Condición
Anatidae	*Anas bahamensis* Linnaeus, 1758	Residente
	Spatula cyanoptera (Vieillot, 1816)	Residente
Phoenicopteridae	*Phoenicopterus chilensis* Molina, 1782	Residente
Podicipedidae	*Rollandia rolland* (Quoy & Gaimard, 1824)	Residente
	Podilymbus podiceps (Linnaeus, 1758)	Residente
	Podiceps major (Boddaert, 1783)	Residente
Columbidae	*Zenaida meloda* (Tschudi, 1843)	Residente
Cuculidae	*Crotophaga sulcirostris* Swainson, 1827	Residente
Rallidae	*Pardirallus sanguinolentus* (Swainson, 1838)	Residente
	Gallinula galeata (Lichtenstein, 1818)	Residente
	Porphyrio martinicus (Linnaeus, 1766)	Residente
	Fulica ardesiaca Tschudi, 1843	Residente
Charadriidae	*Pluvialis dominica* (Müller, 1776)	Migrante Boreal
	Pluvialis squatarola (Linnaeus, 1758)	Migrante Boreal
	Charadrius semipalmatus Bonaparte, 1825	Migrante Boreal
	Charadrius wilsonia Ord, 1814	Residente
	Charadrius vociferus Linnaeus, 1758	Residente
	Charadrius nivosus (Cassin, 1858)	Residente
	Charadrius collaris Vieillot, 1818	Residente
Haemantopodidae	*Haematopus palliatus* Temminck, 1820	Residente
Recurvirostridae	*Himantopus mexicanus* (Müller, 1776)	Residente
Burhinidae	*Burhinus superciliaris* (Tschudi, 1843)	Residente

Scolopacidae	*Numenius phaeopus* (Linnaeus, 1758)	Migrante Boreal
	Tringa flavipes (Gmelin, 1789)	Migrante Boreal
	Actitis macularius Linnaeus, 1766	Migrante Boreal
	Calidris minutilla (Vieillot, 1819)	Migrante Boreal
	Calidris pusilla (Linnaeus, 1766)	Migrante Boreal
	Calidris mauri (Cabanis, 1857)	Migrante Boreal
	Calidris himantopus (Bonaparte, 1826)	Migrante Boreal
	Calidris melanotos (Vieillot, 1819)	Migrante Boreal
	Limosa haemastica (Linnaeus, 1758)	Migrante Boreal
	Steganopus tricolor (Vieillot, 1819)	Migrante Boreal
Laridae	*Larus dominicanus* Lichtenstein, 1823	Residente
	Larus belcheri Vigors, 1829	Residente
	Larus atricilla Linnaeus, 1758	Migrante Boreal
	Larus pipixcan Wagler, 1831	Migrante Boreal
	Thalasseus maximus (Boddaert, 1783)	Migrante Boreal
Rynchopidae	*Rynchops niger* Linnaeus, 1758	Residente
Fregatidae	*Fregata magnificens* Mathews, 1914	Residente
Phalacrocoracidae	*Phalacrocorax bougainvilliorum* (Lesson, 1837)	Residente
Pelecanidae	*Pelecanus thagus* Molina, 1782	Residente
Ardeidae	*Ardea cocoi* Linnaeus, 1766	Residente
	Ardea alba Linnaeus, 1758	Residente
	Bubulcus ibis (Linnaeus, 1758)	Residente
	Egretta thula (Molina, 1782)	Residente
	Egretta caerulea (Linnaeus, 1758)	Residente
	Egretta tricolor (Müller, 1776)	Residente
	Butorides striata (Linnaeus, 1758)	Residente
	Nycticorax nycticorax (Linnaeus, 1758)	Residente
Threskiornithidae	*Plegadis ridgwayi* (Allen, 1876)	Residente
Cathartidae	*Coragyps atratus* (Bechstein, 1783)	Residente
	Cathartes aura (Linnaeus, 1758)	Residente
Pandionidae	*Pandion haliaetus* (Linnaeus, 1758)	Migrante Boreal

Strigidae	*Athene cunicularia* (Molina, 1782)	Residente
Accipitridae	*Circus cinereus* Vieillot, 1816	Residente
Alcedinidae	*Chloroceryle americana* (Gmelin, 1788)	Residente
Falconidae	*Falco sparverius* Linnaeus, 1758	Residente
Furnariidae	*Geositta peruviana* Lafresnaye, 1847	ENDÉMICA
	Phleocryptes melanops (Vieillot, 1817)	Residente
Tyrannidae	*Tachuris rubrigastra* (Vieillot, 1817)	Residente
Hirundinidae	*Pygochelidon cyanoleuca* (Vieillot, 1817)	Residente
	Hirundo rustica Linnaeus, 1758	Migrante Boreal
Mimidae	*Mimus longicaudatus* Tschudi, 1844	Residente
Motacillidae	*Anthus lutescens* Pucherna, 1855	Residente
Thraupidae	*Volatinia jacarina* (Linnaeus, 1766)	Residente
Parulidae	*Geothlypis aequinoctialis* (Gmelin, 1789)	Residente
Icteridae	*Dives warczewiczi* (Cabanis, 1861)	Residente
	Leistes bellicosus (de Filippi, 1847)	Residente
Passeridae	*Passer domesticus* (Linnaeus, 1758)	Residente

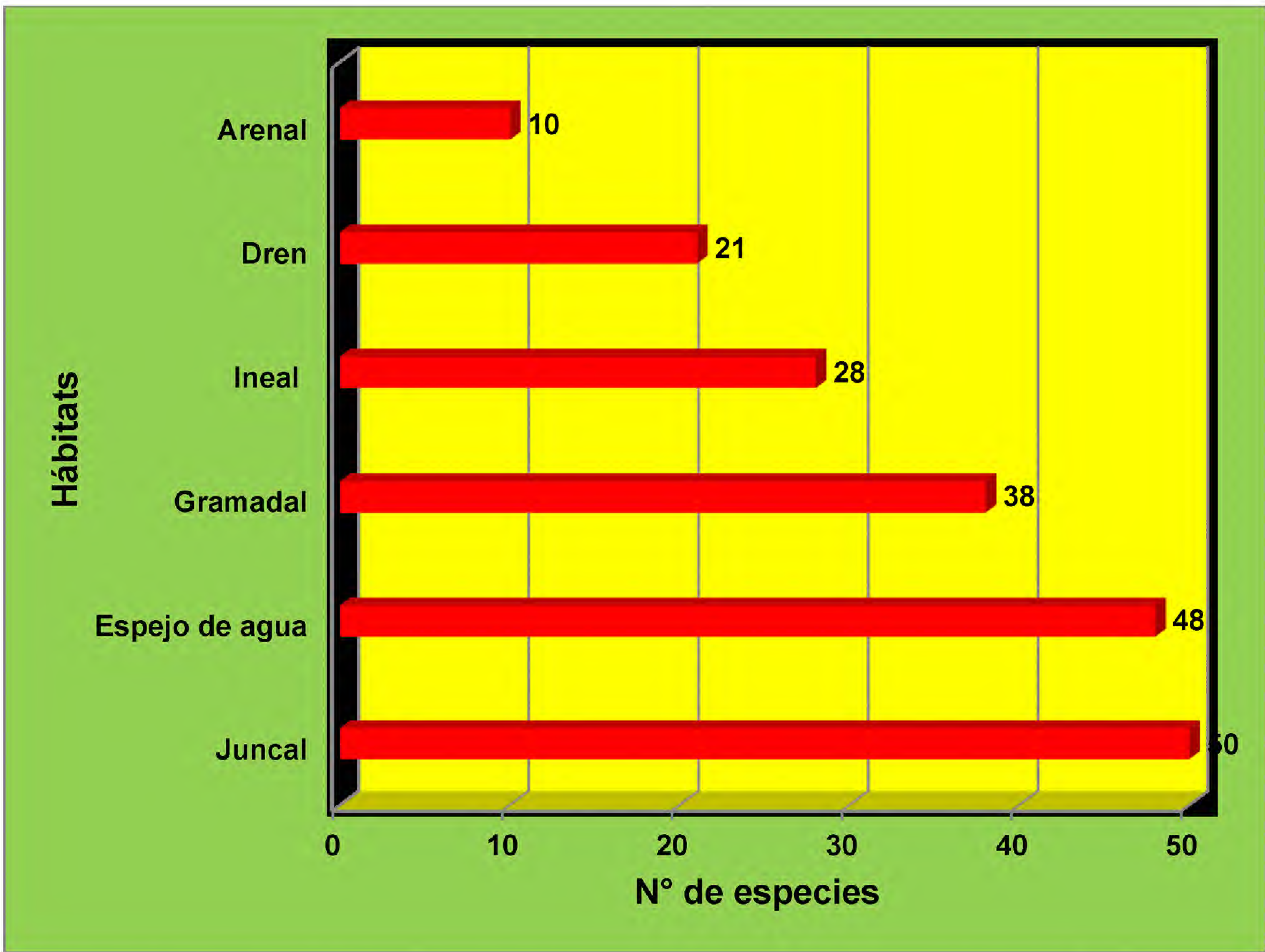


Fig. 2. Número de especies del ensamble de aves por hábitat, registradas en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, Virú, La Libertad. Enero-agosto de 2017.

Al analizar los índices de diversidad estimados por hábitat evaluado (Tabla 2), se encontró que en el gramadal se registró un mayor número de especies de aves (50), una alta diversidad (*H* = 3,574 bits/individuos y 1 - *D* = 0,964), además que las especies están distribuidas de manera uniforme (*J* = 0,913). Seguido del juncal con 48 especies de aves, una diversidad intermedia (*H* = 2,738 bits/individuos y 1 – *D* = 0,862) y una distribución que tiende a la uniformidad (*J* = 0,707). En el Ineal con 38 especies de aves, una diversidad intermedia (*H* = 3,17 bits/individuos y 1 – *D* = 0,939) y una distribución que tiende a una mayor uniformidad (*J* = 0,862). En el espejo de agua con 28 especies de aves, una diversidad intermedia (*H* = 2,901 bits/individuos y 1 – *D* = 0,921) y una distribución que tiende a la uniformidad (*J* = 0,870). En el dren con 21 especies de aves, una diversidad intermedia (*H* = 2,497 bits/individuos y 1 – *D* = 0,867) y una distribución que tiende a la uniformidad (*J* = 0,820). En el arenal con 10 especies de aves, una diversidad intermedia (*H* = 2,049 bits/individuos y 1 – *D* = 0,854) y una distribución que tiende a la uniformidad (*J* = 0,889).

Así mismo, se determinó que la especie más abundante fue *Leucophaeus pipixcan* (17,71%) y menos abundante fue *Pandion haliaetus* (0,07%).

Tabla 2. Índices de abundancia y diversidad del ensamble de aves por hábitat, registradas en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, Virú, La Libertad. Enero-agosto de 2017.

	Juncal	**Espejo de agua**	**Gramadal**	**Ineal**	**Dren**	**Arenal**
N° de especies	48	28	50	38	21	10
N° de individuos	1294	271	558	442	154	80
Simpson 1-*D*	0,862	0,921	0,964	0,939	0,867	0,854
Shannon *H*	2,738	2,901	3,574	3,137	2,497	2,049
Equitatividad *J*	0,707	0,870	0,913	0,862	0,820	0,889

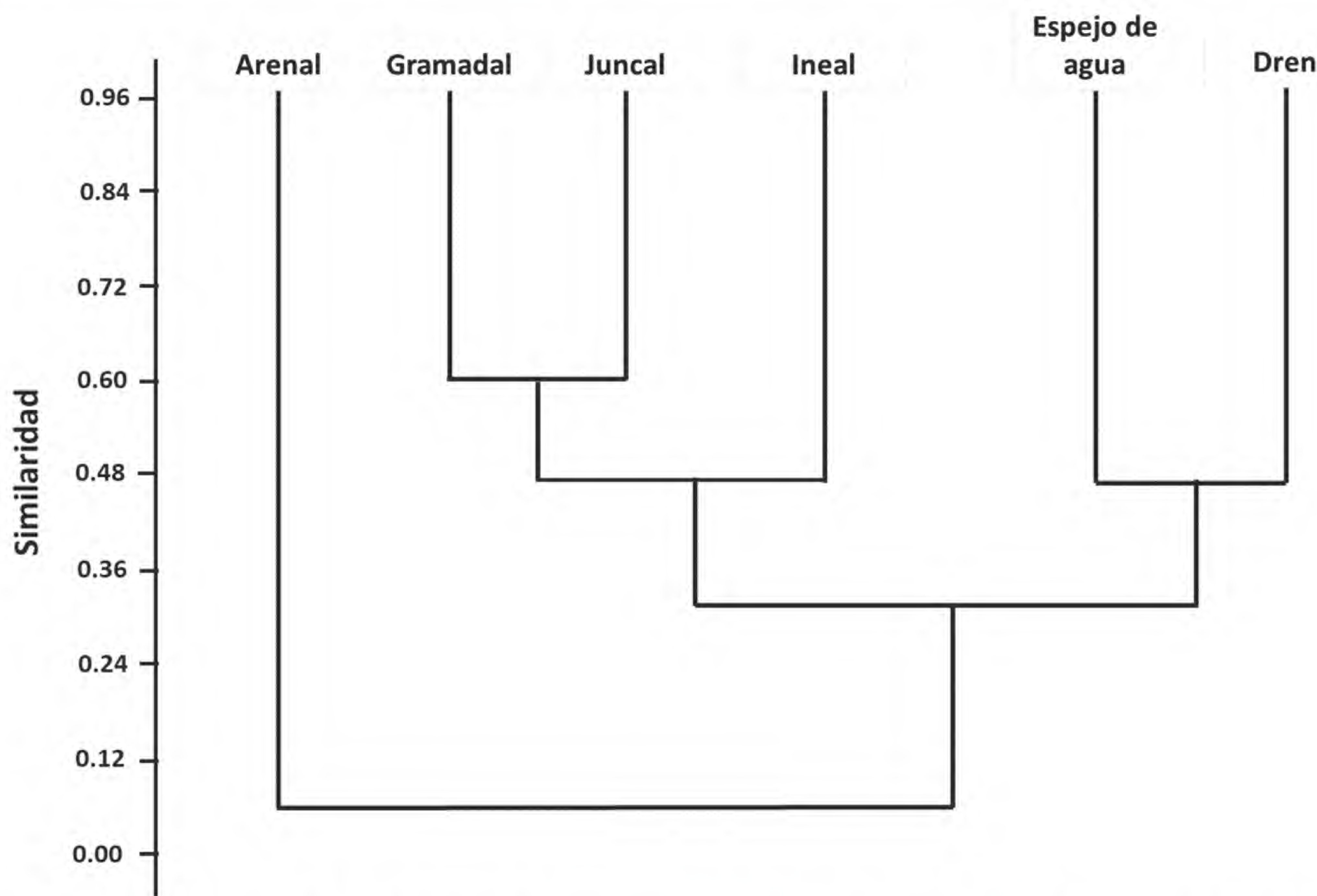


Fig. 3. Dendrograma de similaridad de Jaccard del ensamble de aves por hábitat, registradas en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, Virú, La Libertad. Enero-agosto de 2017.

En el dendrograma de similaridad de Jaccard (Fig. 3) se presenta el agrupamiento de los hábitats según las especies de aves que comparten, en el que se aprecia la conformación de dos grupos en el ensamble de aves y que presentan la menor similaridad (0,10), uno que está relacionado con la fuente de agua conformado por los hábitats gramadal, juncal, ineal, espejo y dren, separado del arenal. El grupo con mayor similaridad es gramadal y juncal (0,60), comparten 31 especies (*Himantopus mexicanus*, *Ardea cocoi* Linnaeus, *Ardea alba, Bubulcus ibis, Egretta thula, Egretta caerulea, Egretta tricolor, Butorides striata, Nycticorax nycticorax, Numenius phaeopus, Tringa flavipes, Actitis macularius, Calidris minutilla, Calidris pusilla, Calidris mauri, Calidris himantopus, Calidris melanotos, Limosa haemastica, Steganopus tricolor, Larus dominicanus, Larus belcheri, Larus atricilla, Larus pipixcan, Phalacrocorax bougainvilliorum, Plegadis ridgwai, Falco sparverius, Mimus longicaudatus, Anthus lutescens, Dives warczewiczi, Leistes bellicosus* y *Passer domesticus*); seguido del grupo espejo de agua y dren (0,48), comparten 15 especies, y del gramadal, juncal e ineal (0,48) y finalmente el grupo gramadal, juncal e ineal y el espejo de agua y dren (0,32).

En el arenal se observaron las siguientes especies: *Burhinus superciliaris, Coragyps atratus, Cathartes aura, Circus cinereus, Falco sparverius, Athene cunicularia* y *Geositta peruviana*, esta última especie es ENDÉMICA.

Conclusiones

Luego de la evaluación realizada en el humedal Cerro Negro, Puerto Morín, Virú, La Libertad, Perú durante enero-agosto de 2017, se concluye que:

1.- Por el tipo de especies de aves que se registran el juncal es el hábitat que posee mayores índices de diversidad y uniformidad y abundancia de especies.

2.- De acuerdo a las especies de aves que habitan y comparten, los hábitats gramadal y juncal, presenta un mayor índice de similaridad, seguido del espejo de agua y dren.

3.- La familia Scolopacidae presenta el mayor número de especies que son migrantes boreales.

Contribución de los autores

L.P.: Ha redactado el documento, ejecución de la metodología de la evaluación del humedal, identificado las aves, fotografiado ciertas especies y ambientes; E.A.: Ha revisado el artículo, contribuido en la ejecución de la metodología de la evaluación del humedal; E.H.: Revisado el artículo, contribuido en la ejecución de la metodología de la evaluación del humedal; E.R.: Ha revisado el artículo, contribuido en la ejecución de la metodología de la evaluación del humedal e identificación de las especies de plantas, y registros fotográficos; V.R.: Revisado el artículo, contribuido en la ejecución de la metodología de la evaluación del humedal; R.V.: Revisado el artículo, contribuido en la ejecución de la metodología de la evaluación del humedal. Todos los autores han leído el manuscrito final y aprobado la revisión.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Aponte, H. & D. W. Ramírez. 2011. Humedales de la costa central del Perú: Estructura y amenazas de sus comunidades vegetales. Ecología Aplicada 10 (1): 31-39.

Gatto, A.; F. Quintana; P. Yorio & N. Lisnizer. 2005. Abundancia y diversidad de aves acuáticas en un humedal marino del Golfo San Jorge, Argentina. Hornero 20 (2): 141–152.

González, A. L.; A. Vukasovic & C. F. Estades. 2011. Variación temporal en la abundancia y diversidad de aves en el humedal del Río Itata, región del Bío-Bío, Chile. Gayana 75 (2): 170-181

Iannacone, J.; M. Atasi; T. Bocanegra; M. Camacho; A. Montes; S. Santos & M. Alayo. 2010. Diversidad de aves en el humedal Pantanos de Villa, Lima, Perú: periodo 2004-2007. *Biota Neotropica*. https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000200031

Núñez, J.; L. Pollack; E. Huamán; J. Tiravanti & E. García. 2016. A compilation of the birds of la Libertad Region, Peru. Revista Mexicana de Biodiversidad 87 (1): 200–215. https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.01.016

Plenge, M. A. 2012. Lista de aves del Perú. Disponible en: https://sites.google.com/site/boletinunop/checklist. Acceso: 15 de agosto del 2017.

Rivas, E.; E. Pariapaza & E. Núñez. 2013. Aves del Humedal de Santa Julia, Piura - Perú Emil Ludwin Rivas Mogollón Enrique Pariapaza Liviapoma Elio Ivan Nuñez Cortez. UNOP *8*(1): 10–20.

Serrano, A.; L. Vazquez; M. Ramos; A. J. Basáñez & C. Naval. 2013. Diversidad y Abundancia de Aves en un Humedal del Norte de Veracruz, México. Acta Zoológica Mexicana 29(3): 473–485.

ANEXOS



Fig. 4. A. *Anas bahamensis;* B. *Phoenicopterus chilensis;* C. *Podiceps major;* D. *Gallinula galeata; E. Charadrius semipalmatus;* F. *Charadrius nivosus*. (Fotografías: L. Pollack V. *et al.*).

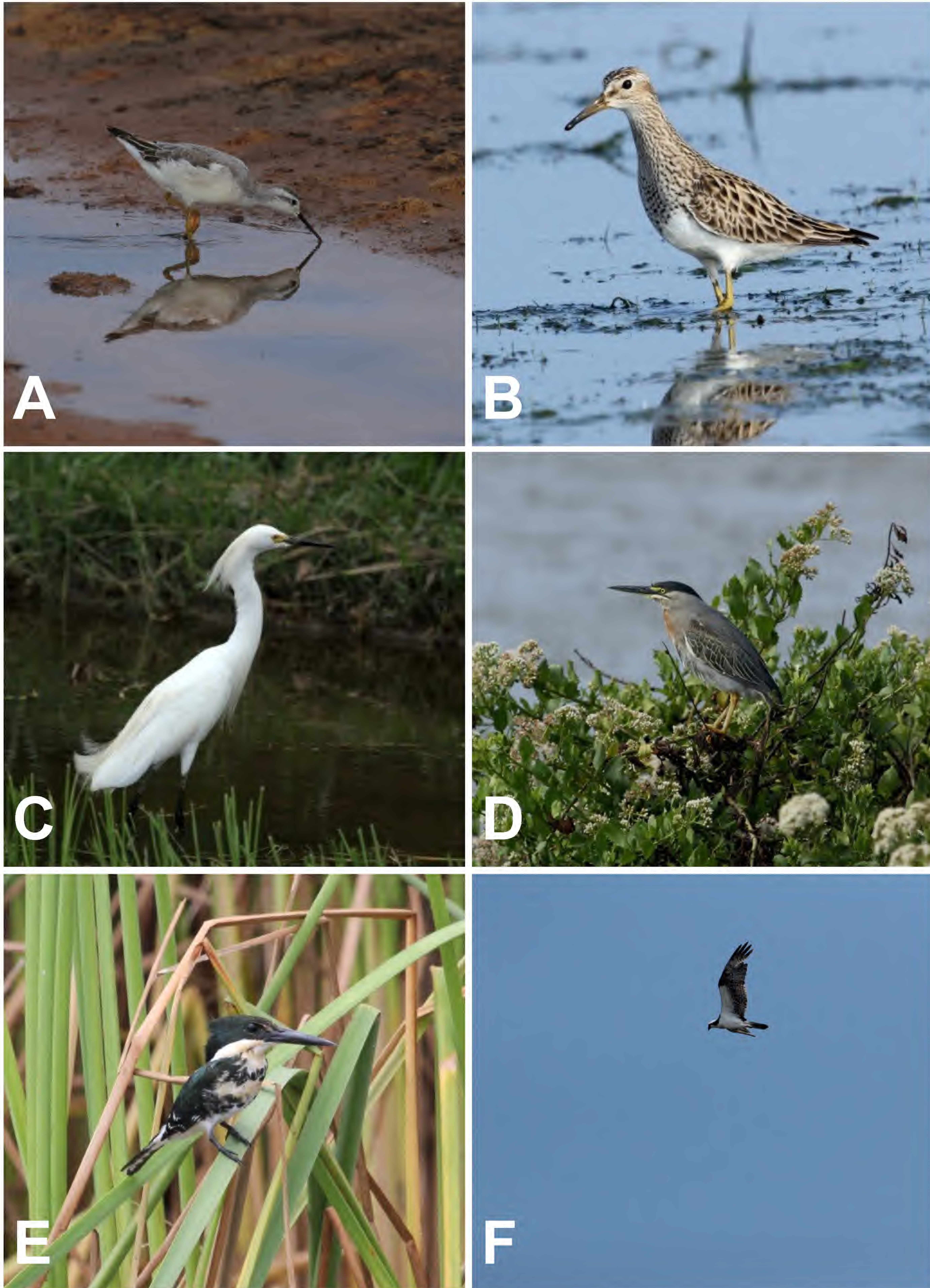


Fig. 5. A. *Steganopus tricolor;* B. *Calidris melanotos;* C. *Egretta thula;* D. *Butorides striata;* E. *Chloroceryle americana;* F. *Pandion haliaetus*. (Fotografías: L. Pollack V. *et al.*)

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, ficología, micología; así mismo, se consideran trabajos en fitoquímica, microbiología, parasitología y zoología.

La edición de los artículos se efectúa en 4 etapas:

1. Evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial. Los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.

2. Evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de dos árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informa al autor el dictamen de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su desaprobación).

Controversias: Cuando el dictamen indique correcciones por hacer, el autor deberá hacer llegar la versión corregida en el plazo máximo de quince (15) días a partir de la recepción del dictamen, de lo contrario, se dará por retirado el trabajo.

3. Evaluación de la forma o corrección de estilo a cargo del Comité Editorial.

4. Revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y Comité Editorial. Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombres científicos y abreviaturas de los autores.

No se aplican cargos a los autores por el envío, procesamiento y publicación de sus artículos.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

-Los manuscritos pueden ser escritos en idioma español, portugués o inglés en letra Times New Roman a 12 puntos, interlineado 1.5, con márgenes 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se envía a través de correo electrónico una copia a la redacción de la revista. La extensión podrá ser hasta de veinte páginas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considera posibles excepciones.

-Los artículos incluyen: Título (en español e inglés), Resumen, Abstract, Introducción, Materiales y métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2. Estilo

-Se alinea el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.

-Las palabras deben ir separadas por un solo espacio.

-En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en página separada, con un corte de página. Se citan las figuras y tablas en el texto (Fig. 1).

-Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) van en minúsculas.

-Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevan comillas.

-Los taxones genéricos e infragenéricos se escriben en cursiva; las siglas son

citadas solamente la primera vez que se las menciona.

3. Primera página

-El título debe ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluye el nombre de la familia o división. Se sugiere un título abreviado para el titulillo.

-Se cita a continuación el o los autores e inmediatamente por debajo se indica lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.

-Se acompaña un resumen en español y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añaden hasta 10 palabras clave complementarias al título.

4. Abreviaturas

-Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con *Authors of Plants Names* (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

http://kiki.huh.harvard.edu//databases/botanist_index.html

-Los libros se abrevian de acuerdo con *Taxonomic Literature*, 2ª edición; las publicaciones periódicas según BPH (*Botanico-Periodicum-Huntianum*, 1968) y BPH/S (*Botanico-Periodicum-Huntianum/Supplementum*, 1991), ambas en la web.

http://kiki.huh.harvard.edu//databases/publication_index.html

-Los herbarios se abrevian según Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/science/ih/ (accedido en diciembre de 2016)

-Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevan punto.

5.Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripciones de especies nuevas:

Previo a la descripción, se coloca el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indica el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se debe hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comienza indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario(s) donde se halla(n) depositado(s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp. nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**, prov. San Ignacio, distrito Tabaconas, caserío La Bermeja, La Bermeja-Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, *E. Rodríguez & R. Cruz 2052* (Holotipo: HUT; Isotipos: AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comienza en párrafo aparte, la diagnosis en inglés o en latín y en cursiva.

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, estado actual, etimología, usos.

Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves

taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consigna el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor(es) y la cita bibliográfica; a continuación se coloca el basónimo si correspondiera. Siguen inmediatamente los datos del material TIPO, empleando signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY!). En párrafo aparte se indican los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov., Arnaldoa 5(2), 1998. Basiónimo: *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur. 76: 243, 1900.

TIPO: PERÚ. [Prov. desconocida], *Lobb 358* (Holotipo: K!, fotografía F!, neg. nr, 495).

= *Loasa vestita* Killip, Journ. Wash. Acad. Science 19: 194, 1929. TIPO: PERÚ. **Dpto. Ayacucho**, prov. Huanta, al norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, *Weberbaueri 7591* (Holotipo US!; Isotipos: K!, F!, NY!, BM!, S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte, nombre vulgar, especímenes examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

-Si el material examinado es abundante, se citan solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

-En el texto, los especímenes se citan luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Región (=departamento)/ estado (dpto./ Edo., en negrita), provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10-X-2013), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indica entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas, se anotan las observaciones del colector. Se separan los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes son separadas; dentro de ellas, los países se ordenan de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

-Los estados, regiones (=departamentos) y provincias de un mismo país se ordenan alfabeticamente y se agrupan en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Región Amazonas**, prov. Chachapoyas, Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500 m, 16-VIII-1998, *V. Quipuscoa et al. 1241* (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO), “abundante”.

7. Contribución de los autores

La contribución de los autores estará basada en la integridad científica y la conducta responsable en investigación (CRI). Un autor debe ser una persona que ha tenido una contribución intelectual significativa en tres aspectos necesarios:

a) Concepción, diseño o recolección de datos o información, análisis e interpretación de los resultados obtenidos.

b) Preparación/redacción del artículo y/o revisión crítica.

c) Aprobación de la revisión final.

Después de definir las contribuciones sustanciales de los autores, signadas por las primeras letras de sus nombres (ejemplo: Carlos Linneo: C. L.), se debe colocar:

Todos los autores han leído el manuscri-

to final y aprobado la revisión.

Nota: Se recomienda seguir el curso de Conducta Responsable en Investigación (CRI): http://www.cri.andeanquipu.org/

8. Conflictos de intereses

Los autores deben declarar no tener ningún conflicto de interés tanto de tipo financiero (ejemplo: motivación económica) como no financiero (ejemplo: conflicto de compromiso de trabajo o profesional, conflicto personal o intelectual).

De suceder esto se debe colocar solamente:

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Nota: Para un mejor entendimiento de esta parte, se recomienda seguir el curso de Conducta Responsable en Investigación (CRI): http://www.cri.andeanquipu.org/

9. Literatura citada

-Se incluyen solo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

-Los autores se escriben en negrita y se ordenan alfabeticamente; si existieran varios trabajos del mismo autor, se citan en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

-Si el número de autores es mayor de dos, agregar *et al.* al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deben figurar en la bibliografía general.

-Las citas en el texto se efectúan según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998: 162); (Weigend, 1998); Weigend (1998, 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend *et al.*, 1998; (Weigend *et al.*, 1998) cuando son 3 ó más autores; (Dillon & Sagástegui, 1988, 1996, 1999; Vision & Dillon, 1996).

Ejemplo:

D'Arcy, W. G. 1986. The genera of Solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2(4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. South American Solanaceae: A synoptic survey. Pp. 49-85 *en* J. G. Hawkes, R. N. Lester & A. D. Skelding (editores), The Biology and Taxonomy of the Solanaceae. Academic Press, Londres, Reino Unido.

Mione, T. & F. C. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae). Novon 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodríguez. 1998. Una nueva especie de *Mentzelia* (Loasaceae) procedente del valle Marañón en el norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 51-58.

Dillon, M. O.; T. Tu; A. Soejima; T. Yi; Z. Nie; A. Tye & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase I (GBSSI) sequences. Taxon 56(4): 1000-1011.

10. Ilustraciones

-Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratan como figuras (abreviatura: Fig.).

-Van en negrita y se enumeran consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; selecciona el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3 mm.

-Las dimensiones se indican mediante escalas; se recomienda que todas las escalas

de una ilustración se ubiquen en la misma posición, preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).

-Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, digitalizadas en alta resolución (mayor a 300 dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separa mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere 1 mm de ancho.

-Los mapas tienen el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; solo en casos conflictivos puede existir esta doble documentación. Asimismo, los esquemas diagramáticos deben respetar estrictamente el plano del corte.

-No se deben reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

-Las leyendas de las ilustraciones se anotan en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

-Las ilustraciones deben ser enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

-Énfasis en las tablas, cuadros, los mismos que deben ser realizados en Excel o programas afines.

11. Separados

Cada autor recibe el archivo PDF de su artículo, además, puede solicitar a su cargo un número adicional de ejemplares.

La versión electrónica de la revista puede ser consultada en:

http://journal.upao.edu.pe/Arnaldoa

Dirigir correspondencia a:

Director

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Av. América Sur 3145

Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ

Teléf. (51)(44)604462

Email: museo@upao.edu.pe

La revista **ARNALDOA**, correspondiente al segundo semestre
del año 2017, se terminó de imprimir el 15 de diciembre de 2017
en los talleres gráficos de ___________________, Trujillo, Perú.
Teléfono:
E-mail:

ECOLOGÍA
583 **Acumulación de metales pesados en *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) y *Myriophyllum quitense Kunth* (Haloragaceae) evaluadas en cuatro humedales altoandinos del Perú / Accumulation of heavy metals in *Calamagrostis rigida* (Kunth) Trin. ex Steud. (Poaceae) and *Myriophyllum quitense Kunth* (Haloragaceae) evaluated in four high Andean wetlands of Peru**
ENOC JARA-PEÑA, JOSÉ GÓMEZ, HAYDEÉ MONTOYA, TITO SÁNCHEZ, LILIANA TAPIA, NOEMA CANO & ABIGAIL DEXTRE

FISIOLOGÍA VEGETAL
599 **Efecto del ácido giberélico en la propagación *in vitro* de *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "estevia" / Effect of gibberellic acid in the in vitro propagation of *Stevia rebaudiana* (Bertoni) Bertoni, "stevia"**
ELOY LÓPEZ MEDINA, ANGÉLICA LÓPEZ ZAVALETA & ANTHONY DE LA CRUZ CASTILLO

609 **Características germinativas de semillas de *Theobroma cacao L.* (Malvaceae) "cacao" / Germination characteristics of seeds of *Theobroma cacao L.* (Malvaceae) "cacao"**
SEGUNDO ELOY LÓPEZ MEDINA & ARMANDO EFRAÍN GIL RIVERO

BOTÁNICA ECONÓMICA
619 ***Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico / *Annona cherimola* Mill. "custard apple" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru**
GUILLERMO GAYOSO BAZÁN & LUIS CHANG CHÁVEZ

ORNITOLOGÍA
635 **Distribución y densidad poblacional de *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) en el ACP Lomas del Cerro Campana, La Libertad, 2016-2017 / Distribution and population density of *Incaspiza pulchra* Sclater (1886) (Aves: Thraupidae) in the Lomas del Cerro Campana Private Conservation Area, La Libertad, 2016-2017**
MARÍA SEMINARIO REBOLLEDO, HOMAN CASTILLO BENITES, WILLIAM ZELADA ESTRAVER & LUIS POLLÁCK VELÁSQUEZ

645 **Ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad / Bird assemblage of the Cerro Negro wetland, Puerto Morin, La Libertad**
LUIS E. POLLACK VELÁSQUEZ, ELMER ALVÍTEZ IZQUIERDO, EMILIANA A. HUAMÁN RODRÍGUEZ, ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, VIKY RIMARACHIN CAYATOPA & ROBERTO C. VÁSQUEZ CABRERA

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 24(2): Julio - Diciembre 2017

CONTENIDO / CONTENTS

Pág. **Artículos Originales**

BOTÁNICA SISTEMÁTICA

413 ***Browallia mionei*** **(Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú /** ***Browallia mionei*** **(Solanaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & FLOR TANTALEAN EVANGELISTA

425 ***Calceolaria salpoana*** **(Calceolariaceae) una nueva especie del Norte del Perú /** ***Calceolaria salpoana*** **(Calceolariaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ & VICTORIA RIMARACHÍN CAYATOPA

439 ***Deprea micrantha*** **(Solanaceae) una nueva especie de Ecuador /** ***Deprea micrantha*** **(Solanaceae) a new species from Ecuador**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & GLORIA E. BARBOZA

DIVERSIDAD BÓTANICA

447 **Catálogo de las cactáceas del departamento de Arequipa, Perú / Catalogue of the cacti of the department of Arequipa, Peru**
ANTHONY PAUCA TANCO & VÍCTOR QUIPUSCOA SILVESTRE

497 **Catálogo de la liquenobiota de la región La Libertad, Perú / Catalogue of the lichenobiota of La Libertad Region, Peru**
ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, ÁNGEL M. RAMÍREZ ORDAYA, ELMER ALVÍTEZ IZQUIERDO, LUIS POLLACK VELÁSQUEZ, SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & ROXANA AGUIRRE TOCAS

523 **Biodiversidad de la provincia de Loja, Ecuador / Biodiversity of the province of Loja, Ecuador**
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA, NIKOLAY AGUIRRE MENDOZA & JOHANA MUÑOZ CH.

543 **Composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de un bosque montano en el sur del Ecuador / Floristic composition, structure and endemism of the woody component of a montane forest in southern Ecuador**
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA, BYRON REYES JIMÉNEZ, WILSON QUIZHPE CORONEL & ALEX CABRERA

FICOLOGÍA

557 ***Picocystis salinarum*** **(Prasinophyceae, Chlorophyta) en las Salinas de Chilca, Lima, primer registro para el Perú /** ***Picocystis salinarum*** **(Prasinophyceae, Chlorophyta) in Salinas de Chilca, Lima, first record for Peru**
RONALD TARAZONA DELGADO, HAYDEE MONTOYA TERREROS, MAURO MARIANO ASTOCONDOR & EGMA MAYTA HUATUCO

567 **Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú / Culture of marine microalgae with potential for aquaculture from the littoral between Puerto Salaverry and Puerto Chicama, La Libertad, Peru**
ALINA MABEL ZAFRA TRELLES, MOISÉS EFRAÍN DÍAZ BARBOZA, FÉLIX ANTONIO DÁVILA GIL, GEINER MANUEL BOPP VIDAL, KRISS ALEXANDER VELA ALVA, MIRIAN BELÉN LÓPEZ ESPINOZA, JAMPIER BRIAN CASTILLO GUTIÉRREZ & JEAN PAUL EDU COLCHADO COLCHADO

Continua en el interior de la cubierta / Continued on inside back cover



UPAO
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

FONDO EDITORIAL